

ANNEE 2022 - Thèse n°....

**Identification, inventaire et distribution géographique des espèces  
de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine, en  
lien avec la transmission de la piroplasmose équine**

**THÈSE**

pour l'obtention du diplôme d'État de

**DOCTEURE VÉTÉRINAIRE**

présentée et soutenue publiquement devant

l'UFR de Médecine de l'Université

de Nantes le 09 Novembre 2022

par

**Lucie OLLIVIER**

Sous la direction de

**Albert AGOULON**

Président du jury : Monsieur Jacques GUILLOT ..... Professeur à Oniris

Membres du jury : Monsieur Albert AGOULON ..... Maître de Conférences DGER

Madame Suzanne BASTIAN ..... Maître de Conférences DGER

Membres invités : Madame Laurence MALANDRIN ..... Chargée de recherche INRAE



<b>Département BPSA Biologie, Pathologie et Sciences de l'Aliment</b>		
Responsable : Emmanuel JAFFRES – Adjointe : Frédérique NGUYEN		
Nutrition et Endocrinologie		
Pharmacologie et Toxicologie	Jean-Claude DESFONTIS (Pr) Yassine MALLEM (Pr) Hervé POULIQUEN (Pr)	Antoine ROSTANG (MC) Meg-Anne MORICEAU (CERC) Martine KAMMERER (PR émérite)
Physiologie fonctionnelle, cellulaire et moléculaire	Jean-Marie BACH (Pr) Lionel MARTIGNAT (Pr) Julie HERVE (MC HDR) Grégoire MIGNOT (MC)	Adélie SALIN (CERC)
Histologie et anatomie pathologique	Marie-Anne COLLE (Pr) Jérôme ABADIE (MC)	Laetitia JAILLARDON (MC) Frédérique NGUYEN (MC)
Pathologie générale, microbiologie et immunologie		
Biochimie alimentaire industrielle	Carole PROST (Pr) Joëlle GRUA (MC) Florence TEXIER (MC)	Clément CATANEO (MC) Alix KHALIL (MC) Laurent LE THUAUT (MC)
Microbiotech	Hervé PREVOST (Pr) Géraldine BOUE (MC) Nabila HADDAD (MC)	Emmanuel JAFFRES (MC) Mathilde MOSSER (mc) Boris MISERY (MC) Raouf TAREB (MC)
PACENV = VET1	Eléonore BOUGUYON (PRAG) Nicolas BROSSAUD (PRAG)	
<b>Département SAESP Santé des Animaux d'Élevage et Santé Publique</b>		
Responsable : Raphaël GUATTEO – Adjoint : Jean-Michel CAPPELIER		
Élevage, nutrition et santé des animaux domestiques	Nathalie BAREILLE (Pr) François BEAUDEAU (Pr) Christine FOURICHON (Pr) Lucile MARTIN (Pr)	Juan Manuel ARIZA CHACON (MC) Ségolène CALVEZ (MC HDR) Aurélien MADOUASSE (MC) Nora NAVARRO-GONZALES (MC)
Infectiologie	Alain CHAUVIN (Pr) François MEURENS (Pr) Emmanuelle MOREAU (Pr) Nathalie RUVOEN-CLOUET (Pr)	Albert AGOULON (MC) Suzanne BASTIAN (MC) Léa LOISEL (CERC) Kenny OBERLE (MC) Nadine RAVINET (MC)
Médecine des animaux d'élevage	Catherine BELLOC (Pr) Christophe CHARTIER (Pr) Raphaël GUATTEO (Pr) Anne RELUN (MC)	Sébastien ASSIE (MC) Isabelle BREYTON (MC) Mily LEBLANC MARIDOR (MC) Maud ROUAULT (AERC)
Hygiène et qualité des aliments	Jean-Michel CAPPELIER (Pr) Louis DELAUNAY (CERC) Bruno LE BIZEC (Pr) Marie-France PILET (Pr)	Fanny RENOIS-MEURENS (MC HDR) Sofia STRUBBIA (MC)

<b>Département DSC Sciences cliniques</b>		
Responsable : Catherine IBISCH – Adjoint : Marion FUSELLIE		
Anatomie comparée	Eric BETTI (MC) Claude GUINTARD (MC) Margarida RIBEIRO DA SILVA NEUNLIST (MC)	
Pathologie chirurgicale et anesthésiologie	Eric AGUADO (Pr) Olivier GAUTHIER (Pr) Eric GOYENVALLE (MC HDR)	Pierre MAITRE (MC) Caroline TESSIER (MC) Gwénola TOUZOT-JOURDE (MC)
Dermatologie, parasitologie des carnivores et des équidés, mycologie	Jacques GUILLOT (Pr) Emmanuel BENSIGNOR (Pr Ass)	
Médecine interne, imagerie médicale et législation professionnelle vétérinaire	Anne COUROUCE (Pr) Jack-Yves DESCHAMPS (Pr) Françoise ROUX (Pr) Juan HERNANDEZ-RODRIGUEZ (Pr Ass) Nora BOUHSINA (MC)	Nicolas CHOUIN (MC) Amandine DRUT (MC) Marion FUSELLIER-TESSON (MC HDR) Catherine IBISCH (MC) Aurélia LEROUX (MC) Odile SENECA (MC)
Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Jean-François BRUYAS (Pr) François FIENI (Pr)	Djemil BENCHARIF (MC HDR) Lamia BRIAND (MC HDR)
<b>Département GPA Génie des procédés alimentaires</b>		
Responsable : Sébastien CURET-PLOQUIN – Adjointe : Vanessa JURY		
Lionel BOILLEREAUX (Pr) Sébastien CURET-PLOQUIN (Pr) Marie DE LAMBALLERIE (Pr) Francine FAYOLLE (Pr) Michel HAVET (Pr)	Alain LEBAIL (Pr) Olivier ROUAUD (Pr) Kévin CROUVISIER-URION (MC) Vanessa JURY (MC HDR) Emilie KORBEL (MC)	Jean-Yves MONTEAU (MC HDR) Eve-Anne NORWOOD (MC) Raphaël PORYLES (MC) Laurence POTTIER (MC) Cyril TOUBLANC (MC)
<b>Département MSC Management, statistiques et communication</b>		
Responsable : Samira ROUSSELIERE – Adjointe : Véronique CARIOU		
Mathématiques, statistiques, informatique	El Mostafa QANNARI (Pr émérite) Chantal THORIN (Pr Ag) Evelyne VIGNEAU (Pr)	Véronique CARIOU (MC HDR) Philippe COURCOUX (MC) Benjamin MAHIEU (MC) Michel SEMENOU (MC)
Economie, gestion, législation	Jean-Marc FERRANDI (Pr) Pascal BARILLOT (MC) Ibrahima BARRY (MC) Florence BEAUGRAND (MC)	Sibylle DUCHAINE (MC) Sonia MAHJOUB (MC) Samira ROUSSELIERE (MC)
Langues et communication	Marc BRIDOU (PLPA) David GOYLER (Ens. Cont.) Nathalie GOODENOUGH (PCEA) Patricia JOSSE (Ens. Cont.)	Shaun MEEHAN (Ens. Cont.) Linda MORRIS (PCEA) Ian NICHOLSON (ENS. Cont.)

Pr Ag : Professeur Agrégé, Pr : Professeur, MC : Maître de Conférence, MCC : MC contractuel,  
 PLPA : Professeur Lycée Professionnel Agricole, PCEA : Professeur Certifié Enseignement Agricole,  
 HDR : Habilité à Diriger des Recherches, CERC : Chargé d'Enseignement et de Recherche Contractuel, Ens.  
 Cont. : Enseignant Contractuel



# **Reproduction et droits d'auteur**

La reproduction d'extraits de cette thèse est autorisée avec mention de la source. Toute reproduction partielle doit être fidèle au texte utilisé. Cette thèse devra donc être citée en incluant les éléments bibliographiques suivants :

- Nom et prénom de l'auteur : OLLIVIER Lucie
- Année de soutenance : 2022
- Titre de la thèse : Identification, inventaire et distribution géographique des espèces de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine, en lien avec la transmission de la piroplasmose équine
- Intitulé du diplôme : Thèse de doctorat vétérinaire
- Université de soutenance : Faculté de Médecine de Nantes.
- Ecole de soutenance : Oniris : Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de L'alimentation
- Nombre de pages : 154 p.



# Remerciements

A **Monsieur Jacques Guillot**,

Professeur à Oniris,

Pour avoir accepté de me faire l'honneur de présider cette soutenance,

Mes sincères remerciements.

A **Monsieur Albert Agoulon**,

Maître de conférences à Oniris,

Pour avoir présidé cette thèse, pour ses précieuses corrections, ses conseils et sa grande réactivité,

Mes sincères remerciements.

A **Madame Suzanne Bastian**,

Maître de conférences à Oniris,

Pour sa participation au projet et pour avoir accepté de faire partie du jury de cette thèse,

Mes sincères remerciements.

A **Madame Laurence Malandrin**,

Chargée de recherche INRAE à Oniris,

Pour son investissement dans le projet, pour m'avoir guidée du début à la fin, pour son investissement et sa grande humanité, sans qui cette thèse aurait été totalement différente. Merci pour tout.

Mes amitiés.

A **Philippe Benezech**, pour ses facultés informatiques et sa grande réactivité. Merci pour ton aide, pour la base de données et pour ces magnifiques cartes.

A **Claire Bonsergent, Nathalie De La Cotte, Maggy Jouglin** et l'ensemble de l'équipe TiBoDi, pour leur accueil chaleureux et leur aide précieuse.

A **Margaux**, pour avoir pris la suite du projet et pour m'avoir offert une aide précieuse dans la collecte des données.

A l'ensemble des participants du programme PiroSentinel, pour leur investissement et sans qui cette thèse n'aurait pas pu exister.

A ma famille

A **mes parents**, qui m'ont toujours soutenue dans ce beau mais périlleux parcours. Pour leur amour précieux. Pour l'ouverture d'esprit et l'éducation qu'ils m'ont offerts, me permettant de vivre ces aventures aujourd'hui, mille merci. A **ma maman**, cette femme forte qui m'a appris à toujours rester droite. Pour cette passion envers nos amis les félins, pour m'avoir transmis les capacités à les comprendre et les respecter. A **mon papa**, ma force tranquille, qui m'a appris à être juste et respectueuse et qui m'a donné le goût des bonnes choses simples.

A ma sœur, **Léna**, pour être devenue cette personne merveilleuse et pour être aujourd'hui une amie précieuse.

A **Sabrina**, pour ces années ensemble, pour être devenue cette amie. A tes projets !

A **Annick et Jean-Paul**, pour leur accueil chaleureux. A mes oncles et tantes, à mes cousin(e)s, à mes petit(e)s cousin(e)s. A mes grands-parents déjà partis.

A **Pierre**, j'aurais tellement de choses à écrire. Merci de m'avoir guidée en me motivant à aller jusqu'au bout de mon but, aujourd'hui accompli, de m'avoir toujours soutenue en étant présent malgré la distance du passé, de m'avoir conseillée en me donnant toujours ton avis et de m'avoir aidée grâce à ta pédagogie à obtenir ce concours. Merci d'être devenu ce Géo Trouvetou avec pleins d'idées derrière la tête et ce grand gaillard plein d'amour et de tendresse. Merci d'avoir toujours été toi, afin de former un joli nous. A tous ces beaux projets qui nous attendent. Je t'aime.

A **Eloise**, amie d'enfance et d'aujourd'hui, merci d'être toujours dans ma vie. A ces belles périodes d'innocences qui nous laisse de très beaux souvenirs. A ton sourire, à ta fidélité et à ta force. Félicitations pour ce beau diplôme, tu vas en faire de belles choses !

A **Lyse, Céliane et Manon**, à ce quatuor formé il y a bien longtemps, à ces vacances, ces fêtes passées et à venir, à ce soutien dans les bons comme dans les mauvais moments. Merci de faire partie de ma vie.

A mes amis d'Angers, **Ileana, Maud, Adèle, Clémence**, ces filles en or, hâte de vous retrouver pleinement après ces années bien occupées. A **Bastien** et à **Louison**, pour rendre ces filles encore plus géniales. A **TomTom**, pour ces discussions et ton soutien pendant nos années d'IUT et à **Margaux**, cette merveilleuse pépite que tu as trouvée, à vos projets. A **Thomas** pour ces TP ratés en bonne compagnie. A **Maxou**, pour le vin rouge et tes impros. A **Paul** pour ta douceur. A **Valentin, Lohana, Antonin, Romuald, Madina**.

A **Maud**, pour m'avoir donné la force d'avancer pendant cette année de prépa. Pour cet humour gras qui n'appartient qu'à toi. Pour être devenue cette amie proche et de confiance.

A mes **parrains** et mes **poulots**.

Aux **Sambas**, cette secte sans qui ces 5 années n'auraient pas eu la même saveur. Pour cette amitié sans limite qui durera toujours.

Aux crocs, ma grande bouffée d'air frais. A **Julie**, mon petit gnome regorgeant d'énergie. Pour être cette fidèle amie, cette fidèle compère et partenaire de rire. Pour être ce petit rayon de soleil revigorant, source de bonne humeur, dans mes journées en ta compagnie. Le soleil de Tahiti n'a qu'à bien se tenir ! A **Emma**, pour m'avoir accueillie dans ton palace en début d'école puis pour m'avoir fait découvrir la vie en colocation. Pour ces moments légers à se raconter notre quotidien ou regarder HIMYM autour de pâtes carbonaras. Pour Rikiki qui n'en serait sûrement pas là sans ton aide précieuse. A **Jadou**, pour ta légèreté et ta générosité. Pour cette énergie débordante qui te représente et que tu partages. Pour ta fidèle amitié. A ce voyage au Brésil, parfait à tes côtés. Mais surtout merci pour ces fous-rires, parce que tu es une fille sans filtre et ça n'a pas de prix.

A **Clément**, pour avoir été mon partenaire de galère, mon plus fidèle camarade de classe et meilleur ami, parfois grande folle parfois papi, surtout depuis que la retraite est arrivée. Merci pour tous ces fous rires et cette légèreté. Merci pour les boutures. Merci d'être toi. See you au pays du cidre.

A **Paul**, pour être mon crâne d'obus préféré alias gros ronchon et mon plus fidèle partenaire de clinique. Au tonic et à ces souvenirs du Brésil. Au grand Docteur en devenir, à cet ami cher que tu es devenu.

A **Damien**, cette merveilleuse rencontre. Pour être cette personne droite dans ses bottes. A ta générosité sans limite pour les personnes que tu aimes. A ta fascinante détermination, j'ai vraiment hâte de voir le grand vétérinaire que tu vas devenir. A cette passion plantes que je suis ravie de partager avec toi et Clément.

A **Dorian**, fidèle ami que j'ai réellement rencontré grâce à Eloïse. A ces longues discussions passées et à venir. Pour ta folie et ta gentillesse.

A **Maïalen**, que j'ai découvert seulement pendant cette dernière année de clinique. Pour ta bonne humeur, ton amitié et ta passion pour nos amis les bêtes en tout genre. Merci d'avoir rendu cette année plus légère.

A la gachette, **Dudu, Claire, Justine, Pauline**, les meilleurs voisins que l'on puisse espérer. A ces pauses café et à nos scénarios de petits secrets entre voisins. A **Kerni**, pour être quand même un peu breton, ton nom parlera toujours de lui-même, et pour ta bonne humeur. A **Lucile**, à notre voyage tant regretté, à ton amitié, ta douceur et ta bonne humeur. A **Ludivine** pour être cette personne franche, droite et sacrément rigolote. A **Guy** pour ta légèreté et à ces fous rires. A **Lucas**, pour ce beau surnom que tu portes, pour ta bienveillance et cette pointe de folie. A **Tonton** pour ta force tranquille et ta gentillesse. A **Paulo** pour être toujours une oreille attentive. A **Hugo** alias Flash, pour ces merveilleux souvenirs de Toulouse. A **Lagueyte**, pour le café/melon et pour être un éternel poulot dans l'âme. A **Ronron, Camille, Aliénor, PH, Titouan, Vanlem, Estelle, Margot** et **May**.

A **Delalande**, personnage bifide, tantôt hilarant tantôt profondément sérieux que je n'arriverais jamais à cerner totalement. A ces années de vies que tu m'as faites gagnées grâce à des heures de fous rires. A ton honnêteté à toutes épreuves.

A tous les animaux de ma vie. A Palou alias **Opale**, petit chat qui prendra toujours une grande place dans mon cœur. Pour ta compagnie (envahissante mais réconfortante) tout au long de cette rédaction et au moment où je rédige ces lignes.

# Table des matières

Table des figures.....	19
Table des tableaux.....	23
Tables des annexes .....	25
Lexique.....	27

Introduction .....	29
--------------------	----

Première partie : État des lieux des tiques chez les équidés en France métropolitaine et lien avec la piroplasmose.....	31
---	----

## **I. Les tiques : biologie, pathogénie et lutte .....31**

I.A	Biologie générale des tiques .....	31
I.A.1	Systématique.....	31
I.A.2	Morphologie.....	31
I.A.2.a	Capitulum .....	32
I.A.2.b	Idiosome .....	33
i	Face dorsale.....	33
ii	Face ventrale .....	33
I.A.2.c	Pattes.....	34
I.A.2.d	Particularités de la larve et de la nymphe .....	34
I.A.3	Cycles et développement.....	35
I.A.3.a	Types de cycles .....	35
i	Généralités .....	35
ii	Exemple du cycle d' <i>Ixodes ricinus</i> .....	35
I.A.3.b	Facteurs environnementaux .....	36
i	Température et hygrométrie .....	36
ii	Variations saisonnières.....	36
iii	Variations journalières .....	37
iv	Environnement.....	38
v	Hôtes et notion de préférences trophiques.....	38
vi	Prédateurs et ennemis naturels des tiques.....	39

I.B	Rôle pathogène des tiques .....	39
I.B.1.a	Biologie .....	39
I.B.1.b	Rôle en santé publique .....	40
I.C	Lutte contre les tiques .....	40
I.C.1.a	Lutte chimique .....	40
i	Répulsifs .....	40
ii	Acaricides .....	41
I.C.1.b	Lutte biologique .....	41
I.C.1.c	Lutte écologique .....	42
I.C.1.d	Retrait manuel des tiques .....	42

## **II. Les tiques chez les équidés .....42**

II.A	Genre <i>Ixodes</i> .....	42
II.A.1.a	Morphologie .....	42
i	Femelle .....	43
ii	Mâle .....	43
iii	Nymphe .....	44
II.A.1.b	Cycle .....	44
II.A.1.c	Rôle vectoriel majeur .....	44
II.A.1.d	Répartition géographique en France métropolitaine .....	45
II.B	Famille des Amblyommidae .....	46
II.B.1	Genre <i>Dermacentor</i> .....	46
II.B.1.a	Morphologie .....	46
i	Femelle .....	46
ii	Mâle .....	47
II.B.1.b	Cycle .....	48
II.B.1.c	Rôle vectoriel majeur .....	48
II.B.1.d	Répartition géographique en France métropolitaine .....	48
II.B.2	Genre <i>Hyalomma</i> .....	50
II.B.2.a	Morphologie .....	50
i	Femelle .....	50
ii	Mâle .....	51
II.B.2.b	Cycle .....	51
II.B.2.c	Rôle vectoriel majeur .....	51



II.B.2.d	Répartition géographique en France métropolitaine .....	51
II.B.3	Genre <i>Rhipicephalus</i> .....	52
II.B.3.a	Morphologie.....	53
i	Femelle .....	53
ii	Mâle.....	53
iii	Nymphe .....	54
iv	Larve .....	54
II.B.3.b	Cycle .....	55
II.B.3.c	Rôle vectoriel majeur .....	55
II.B.3.d	Répartition géographique en France métropolitaine .....	55
II.B.4	Genre <i>Haemaphysalis</i> .....	56
II.B.4.a	Morphologie.....	56
i	Femelle .....	56
ii	Mâle.....	57
iii	Nymphe .....	58
iv	Larve .....	59
II.B.4.b	Cycle .....	59
II.B.4.c	Répartition géographique en France métropolitaine .....	59
II.B.4.d	Rôle vectoriel majeur .....	60

### **III. La piroplasmose équine.....61**

III.A	Parasites responsables de la piroplasmose.....	61
III.A.1	Biologie générale.....	61
III.A.1.a	Classification taxonomique .....	61
III.A.1.b	Cycle biologique .....	62
i	Transmission vectorielle : généralités .....	62
ii	Tiques vectrices de la piroplasmose équine en France métropolitaine.....	63
iii	Autres modes de transmission de la piroplasmose équine .....	64
III.A.1.c	Morphologie.....	64
III.A.2	<i>Babesia caballi</i> .....	65
III.A.2.a	Particularités du cycle biologique .....	65
i	Chez l'hôte intermédiaire, l'équidé.....	65
ii	Chez l'hôte définitif, la tique dure.....	66
III.A.2.b	Morphologie .....	66
III.A.3	<i>Theileria equi</i> .....	66
III.A.3.a	Particularités du cycle biologique .....	66
i	Chez l'hôte intermédiaire, l'équidé.....	67

ii	Chez l'hôte définitif, la tique dure.....	68
III.A.3.b	Morphologie .....	68
III.B	Etude clinique de la piroplasmose .....	69
III.B.1	Physiopathologie.....	69
III.B.1.a	Mécanismes pathologiques.....	69
III.B.1.b	Mécanismes immunitaires.....	69
i	Immunité à médiation humorale .....	70
ii	Immunité cellulaire.....	70
III.B.1.c	Facteurs de risque .....	70
i	Facteurs intrinsèques .....	70
ii	Facteurs extrinsèques.....	71
III.B.2	Signes cliniques .....	71
III.B.2.a	Forme clinique suraiguë.....	71
III.B.2.b	Forme clinique aiguë.....	71
III.B.2.c	Forme clinique chronique.....	71
III.B.2.d	Forme inapparente .....	72
III.B.2.e	Complications.....	72
III.B.2.f	Diagnostic différentiel .....	72
III.B.3	Diagnostic de laboratoire.....	73
III.B.3.a	Observation de l'agent pathogène au microscope sur frottis sanguins .....	73
III.B.3.b	Méthodes sérologiques.....	74
i	Fixation du complément.....	74
ii	Immunofluorescence indirecte (IFI) .....	74
iii	ELISA par compétition (cELISA) .....	75
III.B.3.c	Méthode moléculaire : réaction de polymérisation en chaîne (PCR) .....	75
III.B.4	Traitement.....	75
III.B.4.a	Imidocarbe .....	75
i	Présentation .....	75
ii	Posologie .....	76
iii	Pharmacodynamie.....	76
iv	Pharmacocinétique .....	76
v	Effets secondaires .....	77
III.B.4.b	Autres traitements .....	77
III.B.5	Prophylaxie.....	77

III.C	La piroplasmose équine en France métropolitaine.....	78
III.C.1	Évolution de la répartition géographique .....	78
III.C.2	Évolution de la séroprévalence des deux piroplasmes .....	79
III.C.3	Distribution des vecteurs de piroplasmose.....	80

## **Deuxième partie : étude des tiques chez les équidés en France métropolitaine .....81**

### **I. Objectif de l'étude.....81**

### **II. Matériels et méthodes .....82**

II.A	Mise en place du réseau de sentinelles .....	82
II.A.1	Communication du projet au grand public .....	82
II.A.2	Sélection des sentinelles .....	82
II.A.3	Envoi du matériel de collecte aux sentinelles .....	83
II.B	Collecte des données.....	84
II.B.1	Identification des tiques collectées.....	84
II.B.2	Base de données.....	85
II.B.2.a	Compilation des tables .....	85
II.B.2.b	Génération des cartes .....	85
II.B.2.c	Génération des graphiques .....	85
II.B.3	Analyses statistiques .....	86
II.B.4	Observation microscopique .....	86
II.B.4.a	Préparation des échantillons.....	86
II.B.4.b	Microscopie numérique .....	87
II.C	Analyse génétique .....	87
II.C.1	Extraction d'ADN génomique.....	87
II.C.2	Sélection des amorces pour l'amplification moléculaire d'une partie du gène cox1	88
II.C.3	Amplification d'une partie du gène cox1 par PCR.....	89
II.C.4	Vérification des produits d'amplification et envoi au séquençage.....	89
II.C.5	Analyse bio-informatique des séquences obtenues .....	89

<b>III. Résultats .....</b>	<b>91</b>
III.A Échantillonnage analysé dans cette étude préliminaire .....	91
III.A.1 Répartition temporelle de l'échantillon analysé.....	91
III.A.2 Répartition géographique de l'échantillon analysé .....	92
III.B Observation microscopique .....	93
<i>III.B.1 Ixodes ricinus</i> .....	94
III.B.1.a Femelles .....	94
III.B.1.b Mâles.....	95
III.B.1.c Nymphes.....	96
III.B.1.d Larves .....	96
<i>III.B.2 Dermacentor reticulatus</i> .....	97
III.B.2.a Femelles .....	97
III.B.2.b Mâles.....	98
<i>III.B.3 Dermacentor marginatus</i> .....	99
III.B.3.a Femelles .....	99
III.B.3.b Mâles.....	100
<i>III.B.4 Hyalomma marginatum</i> .....	101
III.B.4.a Femelles .....	101
III.B.4.b Mâles.....	102
<i>III.B.5 Rhipicephalus bursa</i> .....	103
III.B.5.a Femelles .....	103
III.B.5.b Mâles.....	104
III.B.5.c Nymphes.....	105
<i>III.B.6 Rhipicephalus sanguineus</i> .....	106
III.B.6.a Femelles .....	106
III.B.6.b Mâles.....	107
<i>III.B.7 Haemaphysalis punctata</i> .....	108
III.B.7.a Femelles .....	108
III.B.7.b Mâles.....	109
III.B.7.c Nymphes.....	110
<i>III.B.8 Haemaphysalis concinna</i> .....	111
III.B.8.a Femelles .....	111
III.B.8.b Mâles.....	112
III.B.8.c Nymphes.....	113
III.B.8.d Larves .....	113

III.C	Confirmation moléculaire des identifications morphologiques.....	114
III.D	Inventaire, importance relative et distribution géographique des espèces et stases de tiques sur les équidés en France métropolitaine .....	117
III.D.1	Inventaire et importance relative des différentes espèces de tiques.....	117
III.D.2	Répartition des tiques pour chaque espèce en fonction des stases et sexes .....	117
III.D.2.a	Sex-ratio en fonction de l'espèce.....	117
III.D.2.b	Proportion des différentes stases pour chaque espèce .....	118
i	Proportions générales .....	118
ii	Zoom sur <i>Ixodes ricinus</i> .....	119
III.D.3	Distribution géographique.....	119
III.D.3.a	<i>Ixodes ricinus</i> .....	121
III.D.3.b	<i>Dermacentor reticulatus</i> .....	122
III.D.3.c	<i>Dermacentor marginatus</i> .....	123
III.D.3.d	<i>Hyalomma marginatum</i> .....	124
III.D.3.e	<i>Rhipicephalus bursa</i> .....	125
III.D.3.f	<i>Haemaphysalis punctata</i> .....	126
III.D.3.g	<i>Haemaphysalis concinna</i> .....	127
<b>IV.</b>	<b>Discussion .....</b>	<b>128</b>
IV.A	Population de tiques analysées.....	128
IV.A.1	Espèces.....	128
IV.A.2	Identification génétique et variations intra-espèces .....	129
IV.A.3	Stases.....	130
IV.A.4	Sex-ratio.....	130
IV.B	Répartition géographique des espèces de tiques .....	131
IV.C	Rôle vectoriel des tiques .....	132
	<b>Conclusion .....</b>	<b>133</b>
	<b>Bibliographie .....</b>	<b>135</b>
	<b>Annexes.....</b>	<b>143</b>



# Table des figures

Figure 1 : Morphologie générale schématique d'une tique dure .....	32
Figure 2 : Morphologie générale d'un capitulum de tique dure .....	32
Figure 3 : Morphologie générale des tiques dures adultes en vue dorsale .....	33
Figure 4 : Morphologie générale des tiques dures adultes mâles en vue ventrale .....	34
Figure 5 : Tarse d' <i>Ixodina</i> et organe de Haller .....	34
Figure 6 : Localisation et climat des différents sites d'étude des dynamiques d' <i>Ixodes ricinus</i> en France métropolitaine.....	37
Figure 7 : Modèle d'abondance annuelle des nymphes d' <i>Ixodes ricinus</i> en France métropolitaine....	37
Figure 8 : Rythme d'activité journalier des adultes d' <i>Ixodes ricinus</i> à l'affût sur la végétation en Grande-Bretagne .....	38
Figure 9 : <i>Ixodes ricinus</i> adulte femelle, adulte mâle, larve et nymphe.....	43
Figure 10 : Morphologie d' <i>Ixodes ricinus</i> femelle .....	43
Figure 11 : Morphologie d' <i>Ixodes ricinus</i> mâle .....	44
Figure 12 : Morphologie d' <i>Ixodes ricinus</i> nymphe .....	44
Figure 13 : Distribution d' <i>Ixodes ricinus</i> en France métropolitaine connue en Mars 2022 .....	45
Figure 14 : <i>Dermacentor reticulatus</i> mâle.....	46
Figure 15 : Morphologie de <i>Dermacentor marginatus</i> femelle .....	47
Figure 16 : Morphologie de <i>Dermacentor reticulatus</i> femelle.....	47
Figure 17 : Morphologie de <i>Dermacentor marginatus</i> mâle .....	47
Figure 18 : Morphologie de <i>Dermacentor reticulatus</i> mâle.....	47
Figure 19 : Distribution géographique de <i>Dermacentor reticulatus</i> en France métropolitaine connue en Mars 2022.....	49
Figure 20 : Distribution géographique de <i>Dermacentor marginatus</i> en France métropolitaine connue en 2016 .....	49
Figure 21 : <i>Hyalomma marginatum</i> femelle .....	50
Figure 22 : Morphologie de <i>Hyalomma marginatum</i> femelle .....	50
Figure 23 : Morphologie de <i>Hyalomma marginatum</i> mâle .....	51
Figure 24 : Distribution géographique de <i>Hyalomma marginatum</i> en France métropolitaine connue en Mars 2022 .....	52
Figure 25 : <i>Rhipicephalus bursa</i> mâle et femelle .....	52
Figure 26 : Morphologie de <i>Rhipicephalus bursa</i> femelle.....	53
Figure 27 : Morphologie de <i>Rhipicephalus bursa</i> mâle.....	54
Figure 28 : Morphologie de <i>Rhipicephalus bursa</i> nymphe.....	54

Figure 29 : Morphologie de <i>Rhipicephalus bursa</i> larve .....	55
Figure 30 : Distribution géographique de <i>Rhipicephalus bursa</i> en France métropolitaine connue en Juillet 2019 .....	55
Figure 31 : <i>Haemaphysalis punctata</i> femelle en vue dorsale .....	56
Figure 32 : Morphologie de <i>Haemaphysalis punctata</i> femelle .....	57
Figure 33 : Morphologie de <i>Haemaphysalis concinna</i> femelle .....	57
Figure 34 : Morphologie de <i>Haemaphysalis punctata</i> mâle .....	58
Figure 35 : Morphologie de <i>Haemaphysalis concinna</i> mâle .....	58
Figure 36 : Morphologie de <i>Haemaphysalis punctata</i> nymphe .....	58
Figure 37 : Morphologie de <i>Haemaphysalis concinna</i> nymphe .....	58
Figure 38 : Morphologie de <i>Haemaphysalis punctata</i> larve .....	59
Figure 39 : Morphologie de <i>Haemaphysalis concinna</i> larve .....	59
Figure 40 : Répartition géographique de <i>Haemaphysalis punctata</i> en 2013.....	60
Figure 41 : Répartition géographique de <i>Haemaphysalis concinna</i> en 2018.....	60
Figure 42 : Cycle biologique des Theileriidae et des Babesiidae, modifié d'après Anofel et al. ....	63
Figure 43 : Cycle biologique de <i>Babesia caballi</i> .....	65
Figure 44 : Différentes formes de <i>Babesia caballi</i> intra-érythrocytaires sur un frottis sanguin d'équidé en microscopie optique (x2000) après coloration au May-Grünwald-Giemsa .....	66
Figure 45 : Cycle biologique de <i>Theileria equi</i> .....	67
Figure 46 : Différentes formes schématiques de <i>Theileria equi</i> intra-érythrocytaires visibles sur un frottis sanguin d'équidé .....	68
Figure 47 : Frottis sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa avec présence de <i>Theileria equi</i> .....	74
Figure 48 : Frottis sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa avec présence de <i>Babesia caballi</i> .....	74
Figure 49 : Concentration plasmatique de l'imidocarbe en fonction du temps après injection intramusculaire .....	76
Figure 50 : Evolution de la répartition géographique de la séroprévalence de <i>Babesia caballi</i> de 1974 à 2005.....	78
Figure 51 : Evolution de la répartition géographique de la séroprévalence de <i>Theileria equi</i> de 1974 à 2005.....	79
Figure 52 : Évolution du taux de séroprévalence de <i>Theileria equi</i> et de <i>Babesia caballi</i> chez les chevaux en France entre 1997 et 2003 .....	79
Figure 53 : PiroGoTick et ses différents programmes de sciences participatives.....	81
Figure 54 : Répartition géographique des participants du programme PiroSentinel en France métropolitaine.....	83
Figure 55 : Matériel de collecte envoyé aux sentinelles .....	84
Figure 56 : Exemple d'une récolte de 10 semaines reçue au laboratoire.....	84
Figure 57 : Identification individuelle à la loupe binoculaire .....	84
Figure 58 : Retour d'identification du candidat 189 .....	86



Figure 59 : Keyence VHX 7000.....	87
Figure 60 : Portions d’alignement des séquences de <i>cox1</i> issues de la base de données NCBI et séquences des amorces définies dans ces zones pour amplifier un fragment de 703 pb .....	88
Figure 61 : Étapes des analyses bio-informatiques réalisées pour l’identification moléculaire des tiques .....	90
Figure 62 : Nombre cumulé de sites analysés de 2020 à 2022 en fonction des semaines .....	91
Figure 63 : Distribution départementale de tous les participants du projet PiroSentinel.....	92
Figure 64 : Distribution départementale des participants du projet PiroSentinel sur la période de juin 2020 à avril 2022 .....	92
Figure 65 : <i>Ixodes ricinus</i> femelle .....	94
Figure 66 : <i>Ixodes ricinus</i> mâle .....	95
Figure 67 : <i>Ixodes ricinus</i> nymphe .....	96
Figure 68 : <i>Ixodes ricinus</i> larve .....	96
Figure 69 : <i>Dermacentor reticulatus</i> femelle.....	97
Figure 70 : <i>Dermacentor reticulatus</i> mâle.....	98
Figure 71 : <i>Dermacentor marginatus</i> femelle .....	99
Figure 72 : <i>Dermacentor marginatus</i> mâle .....	100
Figure 73 : <i>Hyalomma marginatum</i> femelle .....	101
Figure 74 : <i>Hyalomma marginatum</i> mâle .....	102
Figure 75 : <i>Rhipicephalus bursa</i> femelle.....	103
Figure 76 : <i>Rhipicephalus bursa</i> mâle.....	104
Figure 77 : <i>Rhipicephalus bursa</i> nymphe .....	105
Figure 78 : <i>Rhipicephalus sanguineus</i> femelle .....	106
Figure 79 : <i>Rhipicephalus sanguineus</i> mâle.....	107
Figure 80 : <i>Haemaphysalis punctata</i> femelle.....	108
Figure 81 : <i>Haemaphysalis punctata</i> mâle .....	109
Figure 82 : <i>Haemaphysalis punctata</i> nymphe.....	110
Figure 83 : <i>Haemaphysalis concinna</i> femelle.....	111
Figure 84 : <i>Haemaphysalis concinna</i> mâle .....	112
Figure 85 : <i>Haemaphysalis concinna</i> nymphe.....	113
Figure 86 : <i>Haemaphysalis concinna</i> larve .....	113
Figure 87 : Matrice de similarité des séquences de référence du gène <i>cox1</i> utilisées pour l’identification moléculaire des tiques du programme PiroSentinel.....	114
Figure 88 : Importance relative des différentes espèces de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine.....	117
Figure 89 : Sex-ratio au sein de la population d’individus adultes pour chaque espèce de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine .....	118

Figure 90 : Proportion des différentes stases retrouvées dans les populations de tiques sur les équidés .....	119
Figure 91 : Pourcentage de sites avec les différentes stases d' <i>Ixodes ricinus</i> parmi les 176 sites présentant l'espèce <i>Ixodes ricinus</i> .....	119
Figure 92 : Pourcentage de sites sur lesquels les différentes espèces de tiques sont retrouvées .....	120
Figure 93 : Distribution géographique d' <i>Ixodes ricinus</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	121
Figure 94 : Distribution géographique de <i>Dermacentor reticulatus</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	122
Figure 95 : Distribution géographique de <i>Dermacentor marginatus</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	123
Figure 96 : Distribution géographique de <i>Hyalomma marginatum</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	124
Figure 97 : Distribution géographique de <i>Rhipicephalus bursa</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	125
Figure 98 : Distribution géographique de <i>Haemaphysalis punctata</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	126
Figure 99 : Distribution géographique de <i>Haemaphysalis concinna</i> sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022 .....	127

# **Table des tableaux**

Tableau I : Classification taxonomique des tiques dures .....	31
Tableau II : Familles de molécules acaricides utilisées pour la lutte contre les tiques en France en médecine vétérinaire .....	41
Tableau III : Classification taxonomique du genre <i>Theileria</i> et <i>Babesia</i> .....	62
Tableau IV : Espèces de tiques ayant un rôle confirmé dans la transmission de la piroplasmose équine en France .....	64
Tableau V : Diagnostic différentiel de la piroplasmose équine .....	73
Tableau VI : Préparation du mix réactionnel pour une réaction d'amplification de l'ADN .....	89
Tableau VII : Protocole d'amplification pour le gène <i>cox1</i> .....	89
Tableau VIII : Table de similarité de séquences pour les individus analysés .....	115
Tableau IX : Différentes stases de tiques retrouvées sur les équidés en fonction de l'espèce .....	118



## **Tables des annexes**

Annexe 1 : Lettre d'information et programme PiroSentinel .....	143
Annexe 2 : Fiche de candidature PiroSentinel .....	145
Annexe 3 : Lettre de consentement éclairé .....	151



# Lexique

**Adanales (plaques)** = plaques chitineuses situées à proximité de l'anus.

**Alloscutum** = partie dorsale non sclérifiée, postérieure au scutum, permettant le gonflement de la tique pendant la phase d'alimentation.

**Conscutum** = partie dorsale sclérifiée chez les tiques mâles.

**Ditrope** = **Dixène** = type de cycle pour lequel les tiques parasitent le même type d'hôte aux stases immatures, puis un autre type d'hôte un fois adulte.

**Diphasique** = type de cycle pour lequel les individus ne tombent pas au sol au passage de larve à nymphe.

**Endophile** = caractérise un organisme vivant dans un habitat fermé (cavité, terrier).

**Exophile** = caractérise un organisme vivant dans un habitat ouvert.

**Hémimétabole** = insecte dont le développement passe par un stade où la nymphe est mobile et mue.

**Hydrophile** = qui affectionne les milieux humides pour se développer.

**Idiosome** = partie postérieure du corps de la tique, qui supporte les quatre paires de pattes et le basis capituli.

**Monotrope** = **Monoxène** = type de cycle pour lequel les tiques ne se gorgent que sur une espèce d'hôte.

**Péritrème** = pièce qui entoure les stigmates.

**Scutum** = partie dorsale sclérifiée chez les tiques femelles.

**Stase** = étape du développement d'une tique incluant une métamorphose (larve, nymphe ou adulte).

**Stade** = phase de mues successives n'incluant pas nécessairement de métamorphose. Chez la tique dure, stase et stade se superposent car chaque mue correspond à une métamorphose, contrairement aux tiques molles.

**Télotrope** = **Hétéroxène** = type de cycle pour lequel les tiques se gorgent sur un hôte différent à chaque stase.

**Thermophile** = caractérise un organisme pour lequel une température élevée est essentielle à sa vie.

**Transmission transstadiale** = transmission d'un agent pathogène d'un stade à l'autre.

**Transmission transovarienne** = transmission d'un agent pathogène à la descendance.

**Triphasique** = tombe au sol pour muer entre chaque stase

**Thermophile** = qui affectionne les températures élevées.

**Xérophile** = caractérise un organisme capable de vivre dans un milieu sec.





# Introduction

Les tiques sont des arthropodes hématophages, parasites des vertébrés, jouant un rôle important dans la transmission de nombreuses maladies vectorielles d'importance médicale ou vétérinaire. Elles représentent le premier groupe de vecteurs de maladies infectieuses en Europe du Nord et le deuxième groupe après les moustiques dans le monde. En effet, au cours des repas de sang sur leurs hôtes de nature très variée (Homme, animaux de compagnie, animaux de rente, oiseaux, micromammifères, etc.), elles peuvent assurer la transmission d'un agent infectieux (viral, bactérien ou parasitaire) d'un hôte à un autre en l'ingérant ou en l'inoculant dans la circulation sanguine. Ce lien entre les tiques, leurs hôtes et les agents pathogènes transmis par les tiques forme alors des associations tripartites complexes dont la compréhension est essentielle à la gestion des maladies vectorielles d'importance médicale et vétérinaire, qu'elles soient parasitaires, bactériennes ou virales. Les biologistes et les vétérinaires jouent alors un rôle clé par leur connaissance dans la gestion de ces maladies, en s'intéressant aux trois volets de cette association.

Les équidés, comme beaucoup d'autres animaux, sont victimes du parasitisme par les tiques dans les pâtures et ainsi, des agents pathogènes qui peuvent leur être inoculés à l'occasion du repas de sang de ces tiques. La piroplasmose équine est une maladie endémique de nombreuses régions d'Europe, dont la France, d'Afrique, d'Asie et d'Amérique qui, par la gravité de ses symptômes et la fréquence de son apparition, présente aujourd'hui un enjeu économique et vétérinaire majeur. Causée par deux espèces de piroplasmes intra-érythrocytaires chez les équidés, *Theileria equi* et *Babesia caballi*, elle est transmise aux équidés par certaines espèces de tiques dures. Si l'identité de ces tiques vectrices de la piroplasmose équine est relativement bien connue dans le monde, leur présence et leur répartition sur les équidés sur le territoire français métropolitain l'est beaucoup moins.

S'intéresser dans un premier temps à l'identité des tiques qui parasitent les chevaux, à l'aide de critères d'identification précis, et étudier dans un second temps la répartition géographique de ces tiques sur le territoire métropolitain français est donc un premier pas dans la compréhension des facteurs de risques de la piroplasmose équine en France métropolitaine.



# Première partie : État des lieux des tiques chez les équidés en France métropolitaine et lien avec la piroplasmose

## I. Les tiques : biologie, pathogénie et lutte

### I.A Biologie générale des tiques

#### I.A.1 Systématique

Les tiques sont des Arthropodes appartenant à la classe des Arachnides, à la sous-classe des Acariens et à l'ordre des Ixodida, qui regroupe environ 900 espèces. On y distingue les tiques molles (environ 200 espèces), du sous-ordre des Argasina et les tiques dures appartenant au sous-ordre des Ixodina (environ 700 espèces). Les tiques dures, qui seules nous intéressent ici, se divisent en deux familles (cf. Tableau I) : celle des Ixodidae, pour les tiques du genre *Ixodes* et celle des Amblyommidae, pour les tiques des genres *Haemaphysalis*, *Amblyomma*, *Dermacentor*, *Hyalomma* et *Rhipicephalus* [1].

Tableau I : Classification taxonomique des tiques dures [1], [2]

Règne	Animal					
Embranchement	Arthropodes					
Sous-embranchement	Chélicérates					
Classe	Arachnides					
Sous-classe	Acariens					
Ordre	Ixodida					
Sous-ordre	Ixodina					
Famille	Ixodidae	Amblyommidae				
Genre	<i>Ixodes</i>	<i>Haemaphysalis</i>	<i>Amblyomma</i>	<i>Dermacentor</i>	<i>Hyalomma</i>	<i>Rhipicephalus</i>

#### I.A.2 Morphologie

Appartenant à l'embranchement des Arthropodes, les tiques dures (que nous appellerons à partir de maintenant « tiques » pour simplifier la lecture) sont des invertébrés au corps segmenté, recouvert d'une cuticule et possédant des appendices articulés (cf. Figure 1). Sauf à la stase larvaire, elles possèdent quatre paires de pattes, de la même manière que les arachnides, et leur corps est divisé en deux parties ou tagmes : le capitulum et l'idiosome. Leur taille peut varier de 1 mm à 3 cm de longueur en fonction de l'espèce, de leur stase et de leur état de gorgement.

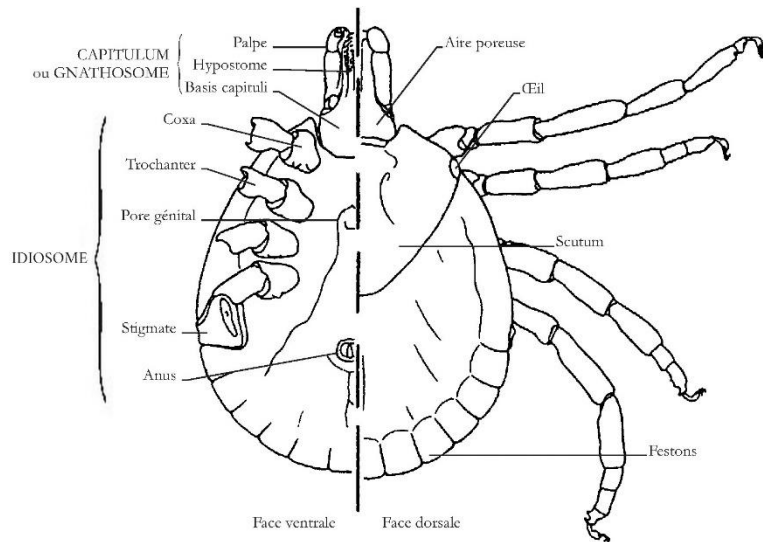


Figure 1 : Morphologie générale schématique d'une tique dure [3]

### I.A.2.a Capitulum

Le capitulum (cf. Figure 2), comparable au gnathosome des autres acariens, est composé d'une base, appelée basis capituli, qui le rattache au reste du corps. Sur celui-ci s'insère latéralement et symétriquement une paire de palpes, divisés en 4 articles peu mobiles, au rôle strictement sensoriel. Médialement se trouve l'hypostome en position ventrale, composé de plusieurs dents qui servent d'ancrage pendant le repas de sang, et une paire de chélicères en position dorsale, composées de doigts griffus mobiles qui permettent de couper la peau lors de la fixation à un hôte. L'ensemble de ces éléments forme le rostre. Au moment d'effectuer un repas de sang, la tique se fixe grâce à ses puissantes chélicères cisailant la peau et permettant l'entrée de l'hypostome. La sécrétion d'un ciment parfait cette fixation en scellant les chélicères et l'hypostome à l'épiderme. Les palpes s'écartent et restent à la surface de la peau [4].

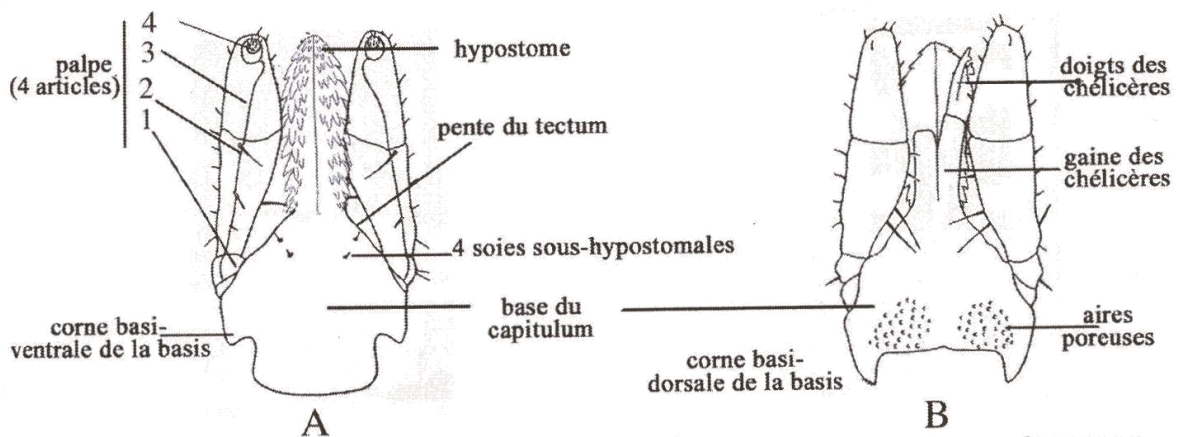


Figure 2 : Morphologie générale d'un capitulum de tique dure [3]

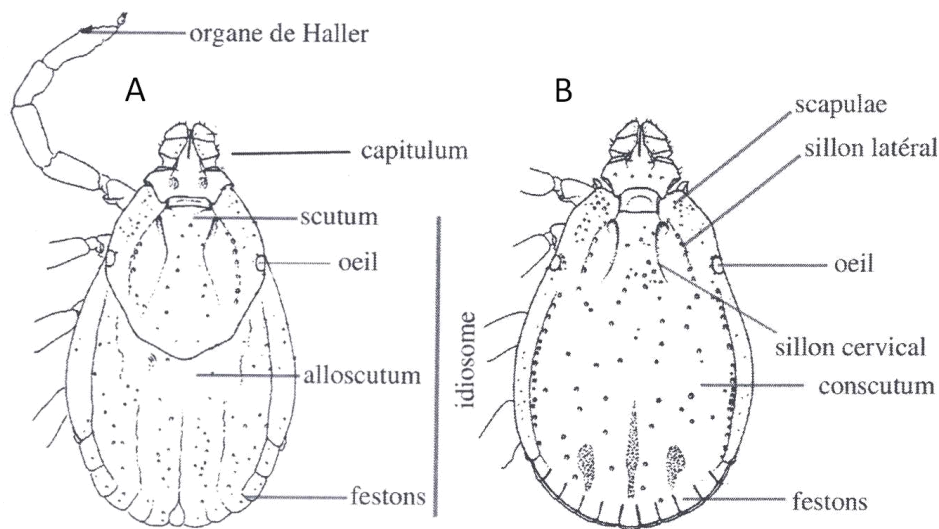
A : vue ventrale ; B : vue dorsale

## I.A.2.b Idiosome

L'idiosome, partie postérieure au rôle sacculaire, supporte crânialement le basis capituli et quatre paires de pattes.

### i Face dorsale

Chez les tiques, l'idiosome possède différentes parties, sclérifiées ou souples (cf. Figure 3). En face dorsale, chez les femelles, les nymphes ou les larves, le scutum sclérifié représente la moitié antérieure de l'idiosome. La partie postérieure, ou alloscutum, plus souple, permet un gonflement lors de repas de sang et une prise de poids pouvant aller jusqu'à 200 fois celui de départ [3]. Chez le mâle, le scutum recouvre la totalité du corps, empêchant le gonflement par sa sclérification, et prend le nom de conscutum. Chez certaines espèces, le scutum et le conscutum portent latéralement une paire d'yeux, alors visible à toutes les stases [3], [4].



### ii Face ventrale

L'idiosome (cf. Figure 4) porte sur sa face ventrale quatre paires de pattes (sauf chez les larves, qui n'ont que trois paires de pattes), l'orifice génital (ou gonopores) chez l'adulte uniquement et l'orifice anal, ainsi que 2 stigmates respiratoires en position ventrolatérale (sauf chez les larves, qui n'en ont pas). Les différents sillons ventraux ont un rôle important dans la différenciation entre les deux familles d'Ixodina et entre les différents genres d'Amblyomidae.

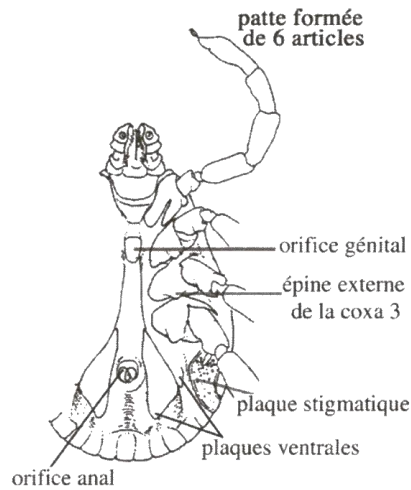


Figure 4 : Morphologie générale des tiques dures adultes mâles en vue ventrale [4]

### I.A.2.c Pattes

Les tiques adultes ainsi que les nymphes possèdent quatre paires de pattes, portées par le podosome. Celles-ci sont divisées en six segments (cf. Figure 4) articulés aux corps par les coxae, encore appelées hanches. En région antérieure des tarsi de la première paire de pattes se trouve l'organe de Haller (cf. Figure 5), décrit par Haller en 1881.

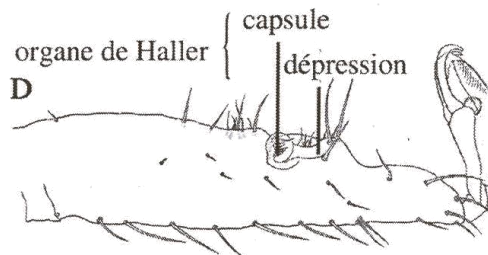


Figure 5 : Tarse d'Ixodina et organe de Haller [4]

Celui-ci possède des sensilles capables de détecter les odeurs (dégagement de  $\text{CO}_2$ , de  $\text{NH}_2$ , de  $\text{H}_2\text{S}$  et autres métabolites), la chaleur et d'autres facteurs externes comme l'hygrométrie. En revanche, il ne serait pas impliqué dans la gustation. Aussi, selon des études menées en 2017, l'activité de cet organe est modulée en fonction des besoins, puisqu'après un repas de sang chez les femelles, les transcriptomes sensoriels seraient régulés à la baisse. Le rôle de cet organe est donc prépondérant, puisqu'il permet l'évitement et l'attraction chimique, assurant le repérage des tiques dans leur environnement et la détection des hôtes lorsqu'ils passent à proximité [5].

### I.A.2.d Particularités de la larve et de la nymphe

Les tiques présentent au cours de leur croissance deux métamorphoses, permettant le passage de la larve à la nymphe et de la nymphe à l'adulte. La distinction avec l'adulte repose sur l'absence de pore génital et d'aires poreuses sur la face ventrale chez la larve et la nymphe. La larve quant à elle se distingue de la nymphe et l'adulte par sa petite taille, ses trois paires de pattes et son absence de stigmatite respiratoire.

## I.A.3 Cycles et développement

### I.A.3.a Types de cycles

#### i Généralités

Les tiques sont des parasites hémimétaboles, pour lesquels le passage aux stases nymphales et adultes se réalise par un système de mue et non pas par une phase immobile. Les Ixodina étant des parasites hématophages stricts, leur métamorphose est dépendante d'un repas sanguin avant chaque stase, permettant des modifications morphologiques importantes. Un cycle biologique se compose donc de différentes phases avec une alternance de périodes parasitaires sur hôtes, plus ou moins longues selon les espèces, et de phases libres plus longues (de quelques semaines à plusieurs mois), pendant lesquelles ont lieu ces métamorphoses.

Chaque cycle commence par une ponte après gorgement de la tique mère, suivie d'une période d'incubation (entre 4 et 28 jours) des œufs jusqu'à l'éclosion des larves. Après gorgement, les larves se transforment en nymphes, qui se gorgent de nouveau pour donner des tiques adultes, mâles ou femelles. Les femelles pondent chacune entre 1000 et 20 000 œufs après l'accouplement. Le cycle est donc composé de trois périodes de gorgement suivies chacune par une période de métamorphose ou de ponte. Les repas de sang sont courts, durant quelques jours. Les phases de métamorphose sont plus longues, allant de quelques semaines à plusieurs mois. Les phases les plus longues correspondent aux temps d'attente du passage d'un hôte. Au total, la durée d'un cycle peut varier de 18 mois à 6 ans. Cette variabilité s'explique par les temps d'attente d'un hôte parfois très longs, les différences physiologiques entre espèces et par les différents facteurs environnementaux [3].

#### ii Exemple du cycle d'*Ixodes ricinus*

Le cycle d'*I. ricinus*, d'une durée moyenne de 2 à 3 ans, est l'un des plus étudiés. Nous le décrivons à titre d'exemple. Lorsque les conditions le permettent (température, hygrométrie, biotope, etc.), le mâle et la femelle d'*I. ricinus* montent sur la végétation herbacée et attendent le passage d'un hôte de grande taille, tel un grand mammifère sauvage (cervidé, sanglier, renard, etc.), domestique (chien, chat), d'élevage (mouton, bovins, cheval, etc.) ou encore un Homme, hôte qu'ils détectent grâce à leurs organes sensoriels. Ils s'agrippent alors à ce dernier et la femelle se fixe par son rostre. Le mâle, qui ne prend pas de repas de sang, copule avec la femelle sur cet hôte. Cette copulation peut également avoir lieu sur la végétation [6]. Fécondée, la femelle réalise un repas de sang durant 7 à 13 jours. Elle se détache et tombe ensuite au sol pour pondre à l'abri environ 2000 œufs qui incuberont pendant 20 à 50 jours [7].

Après l'éclosion et une fois que sa cuticule qui durcit le lui permet, la larve reste au sol dans l'attente du passage d'un hôte (de préférence les petits mammifères comme les rongeurs, les musaraignes, les hérissons ou les oiseaux et les reptiles). Après un repas de sang de 3 à 5 jours, elle se détache, tombe au sol et se cache dans un abri.

Deux à 8 semaines plus tard, après une mue, la larve se métamorphose en nymphe. Celle-ci grimpe à son tour sur la végétation pour trouver un hôte et ainsi réaliser un repas de sang, qui dure 4 à 6 jours. Elle se cache ensuite pendant environ 18 jours et mue pour devenir un adulte, mâle ou femelle.

### I.A.3.b Facteurs environnementaux

L'activité, la durée du cycle et la longévité des tiques sont influencées par des facteurs environnementaux qui interagissent de façon complexe : les effets de ces interactions sont encore mal connus, malgré les recherches abondantes sur le sujet. Pour qu'une population de tique s'installe dans un milieu, il faut tout d'abord que celui-ci soit fréquenté par un hôte porteur d'une tique, qui s'y détache, permettant l'introduction. En outre, l'environnement doit être favorable à son développement et à sa survie (température et hygrométrie adéquates, présence d'hôte adéquats). Enfin, les prédateurs des tiques jouent aussi un rôle important dans la dynamique de ces populations [8].

#### i Température et hygrométrie

La température joue un rôle fondamental dans le développement des tiques. En effet, de manière générale, plus il fait chaud, plus leur développement sera rapide. Toutefois, chaque espèce a ses propres préférences thermiques : *Hyalomma marginatum*, par exemple, est une tique thermophile, avec une limite s'imposant tout de même lors de chaleur trop extrême. De la même manière, le taux d'hygrométrie est aussi très important, puisqu'il conditionne leur activité, qui consiste à grimper plus ou moins haut dans la végétation, afin d'avoir un accès aux hôtes de passage. En montant, elles s'exposent à une ambiance plus sèche et se déshydratent. Elles devront alors redescendre au niveau du sol, pour trouver à nouveau de la fraîcheur et de l'humidité et ainsi se réhydrater. Les exigences des tiques différant en fonction des espèces, on distingue les tiques hydrophiles, comme *Ixodes ricinus*, et les tiques xérophiles, comme *Hyalomma marginatum* [4].

A titre d'exemple, la durée du cycle d'*I. ricinus* dépend directement de la température et des facteurs hygrométriques. De multiples études ont permis de mettre en évidence les préférences de cette tique pour des températures moyennes. La température de 32°C est considérée comme n'étant plus compatible avec la vie de cette espèce, puisqu'au-delà de cette température sa transpiration provoque une dessiccation mortelle. A des températures froides, elle semble beaucoup plus résistante et peut même survivre au gel pendant plusieurs mois. En revanche, son cycle se déroule normalement uniquement au-delà de 10°C, avec un pic de développement autour des 15-20°C. Face à ces observations, en 1986, Gardiner *et al.* [9] ont mis en place un modèle mathématique capable de prédire le développement d'*I. ricinus* en fonction de la température, qui s'avère relativement fiables. Le deuxième facteur, au rôle clé, est l'hygrométrie. En effet, l'organogénèse d'*I. ricinus* nécessite une grande quantité d'eau et, malgré sa cuticule imperméable, ses pertes en eau sont importantes en période d'activité à cause de l'ouverture de ses stigmates. La survie d'*I. ricinus* est assurée par une humidité atmosphérique supérieure à 90% [7], [10], [11].

#### ii Variations saisonnières

En Europe, la période la plus propice au développement des tiques s'étend du printemps à l'automne, avec généralement deux pics, l'un en mai-juin et l'autre en septembre-octobre. A ces périodes, la température et l'humidité sont optimales pour leur bon développement et l'incubation des œufs. Lors d'été relativement humide ou d'hiver ne passant pas sous les -7°C (température où les œufs et larves à jeun meurent), le cycle des tiques se prolonge sur l'année [3], [12], [13].

Par exemple, en France, *I. ricinus* a un profil d'activité bimodal (deux pics au printemps et à l'automne) ou unimodal (un pic en été) dans les régions plus froides. C'est ce que T. Hoch *et al.* (2022) ont mis en évidence en étudiant, pendant 8 ans, l'activité des nymphes d'*I. ricinus* sur 6 sites français



aux conditions climatiques bien différentes (cf. Figure 6). Les données obtenues ont permis de produire un modèle d'abondance annuelle prédictif en fonction des mois sur les 3 sites (cf. Figure 7). On y observe, de manière générale, un pic d'activité important au printemps et un pic moins important, voir absent dans les régions froides, au début de l'automne. En période estivale, le nombre d'individus en activité diminue fortement [3], [14].

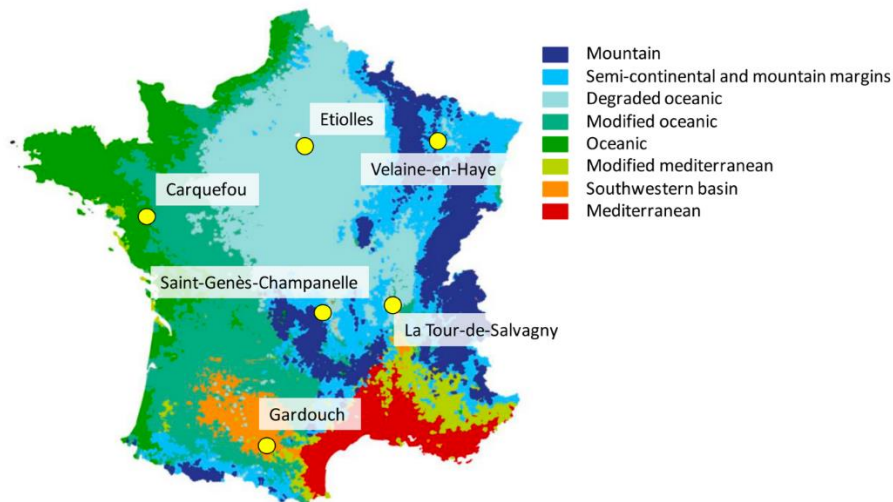


Figure 6 : Localisation et climat des différents sites d'étude des dynamiques d'*Ixodes ricinus* en France métropolitaine [14]

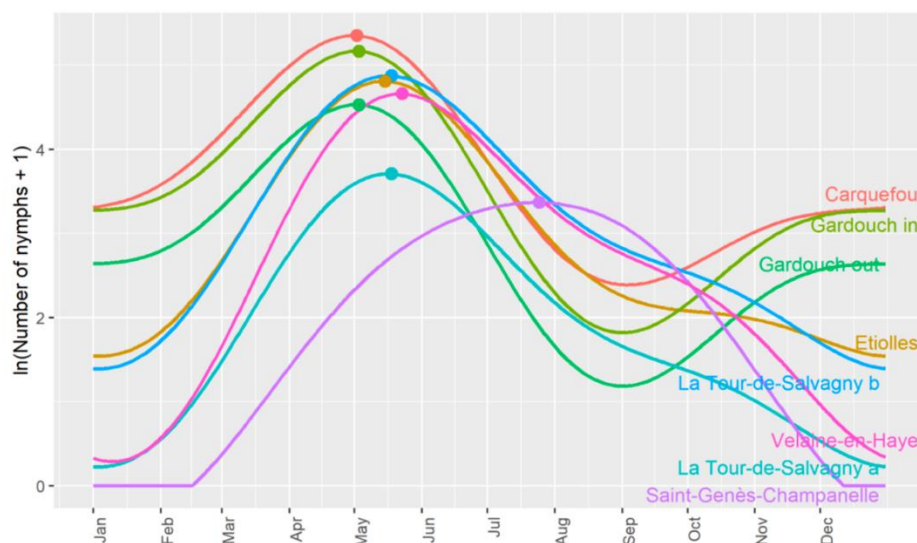


Figure 7 : Modèle d'abondance annuelle des nymphes d'*Ixodes ricinus* en France métropolitaine [14]

### iii Variations journalières

Comme vu plus haut, la température et l'hygrométrie influencent l'activité des tiques. Elles varient tout au long de la journée et leurs imposent donc un rythme journalier. De la même manière que pour l'activité saisonnière, la température joue ici un rôle fondamental. Sur ce graphique découlant des expériences de Lees et Milne (1951), on peut observer qu'en présence d'une

température inférieure à 10°C, l'activité d'*I. ricinus* diminue fortement (cf. Figure 8). Aussi, à température équivalente, l'activité des tiques n'est pas la même d'un jour sur l'autre. D'autres facteurs influencent donc cette activité, comme l'hygrométrie ou la photopériode. On peut supposer aussi qu'une forme de veille est réalisée lors de température trop basse pour l'espèce, provoquant une reprise de l'activité plus lente [4], [13].

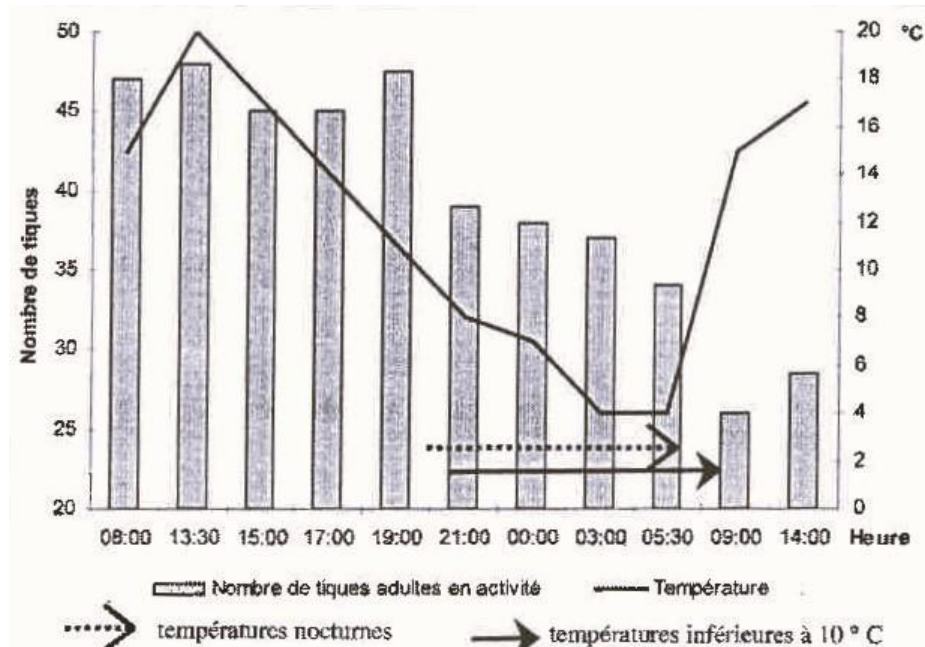


Figure 8 : Rythme d'activité journalier des adultes d'*Ixodes ricinus* à l'affût sur la végétation en Grande-Bretagne [4]

#### iv Environnement

Le mode de vie des tiques varie en fonction des espèces et des stases, avec des exigences différentes en termes d'environnement. On distingue ainsi les tiques endophiles, préférant surtout les terriers et les nids, comme les larves d'*I. ricinus* ou les tiques molles (*Argasina*). Les tiques exophiles quant à elles affectionnent les herbes hautes, comme les adultes de *Dermacentor* ou *Rhipicephalus*, les forêts et les bocages comme les nymphes et les adultes *Ixodes*, ou encore les prairies, comme *Haemaphysalis* [4], [11], [14].

La végétation et l'aménagement de l'environnement jouent donc un rôle important dans le développement des tiques, puisqu'ils confèrent un microclimat en conservant une température raisonnable ainsi qu'une hygrométrie assez élevée. Aussi, ils agissent comme des supports permettant aux tiques de s'élever et d'avoir accès aux hôtes en hauteur [3].

#### v Hôtes et notion de préférences trophiques

Les tiques n'ayant pas la capacité de se mouvoir sur de grandes distances, la rencontre avec leurs hôtes est dépendante de leur présence dans l'environnement, donc de la densité de la faune. La notion de préférence trophique chez les tiques est évoquée par Klompen *et al.* en 1996 [16]. Chaque espèce de tiques a ses préférences en matière d'hôtes. Celles-ci peuvent être assez strictes chez certaines espèces comme pour *Rhipicephalus sanguineus*, tique monotrope, qui est retrouvée presque exclusivement chez le chien. A l'inverse, d'autres espèces, comme *I. ricinus*, dites télotropes, ont un

spectre d'hôte très large. Enfin, les tiques ditropes, comme celles appartenant au genre *Dermacentor*, ont des préférences trophiques différentes en fonction de leur stase et parasitent le même type d'hôte à la stase larvaire et nymphale mais changent d'exigence à la stase adulte. Ces différences peuvent s'expliquer par exemple par une meilleure adaptation des adultes à prendre de la hauteur sur les végétaux tout en résistant mieux à une hygrométrie basse, ou par la taille des pièces buccales plus adaptées à des peaux épaisses chez l'adulte que chez les stases immatures [15].

Les hôtes jouent aussi un rôle primordial dans la dissémination des tiques dans l'environnement. Ainsi, le choix de l'hôte parasité permettra de parcourir une distance plus ou moins grande, puisque celle-ci ne sera pas la même sur un petit mammifère que sur un oiseau ou un ongulé sauvage. Il faut aussi que le biotope de l'hôte parasité remplisse les critères de développement de la tique.

## vi Prédateurs et ennemis naturels des tiques

Les tiques sont, comme tout organisme vivant, victimes de prédation et possèdent des ennemis naturels. Même si aucune étude ne permet jusqu'à aujourd'hui d'en connaître le réel impact sur les populations de tiques, il est connu qu'elles comptent pour une partie de l'alimentation des oiseaux, des musaraignes ou encore des lézards. Aussi, les fourmis jouent un rôle très important dans la régulation des populations de *Rhipicephalus* spp. dans les régions tropicales. Les tiques sont aussi victimes de parasitisme. Nous pourrions citer par exemple les hyménoptères parasitoïdes du genre *Ixodiphagus*, qui pondent à l'intérieur de la tique, le plus souvent au stade de nymphe. Après un repas de sang de la tique, les larves de l'insecte éclosent et mangent la tique de l'intérieur [3].

## I.B Rôle pathogène des tiques

### I.B.1.a Biologie

Les tiques, par leur simple morsure, provoquent des plaies pouvant se surinfecter et peuvent entraîner une spoliation sanguine ou une réaction allergique. Il s'agit de leur rôle pathogène direct. En 1893, Smith et Kilborne démontrent que les arthropodes hématophages ont également un rôle pathogène indirect en intervenant dans la transmission d'agents pathogènes (virus, bactéries, parasites), en tant que vecteurs [17].

A l'occasion d'un repas de sang (aux stases larvaire, nymphal ou adulte) sur un hôte infecté par un agent pathogène présent dans le sang, la tique se contamine. S'ensuit alors une phase de maturation et de migration de l'agent pathogène dans l'organisme de la tique, qui gagne ensuite différents tissus dont les glandes salivaires. A l'occasion d'un second repas, la tique infectée injecte le contenu contaminé de ses glandes salivaires au second hôte, le contaminant à son tour. De plus, plusieurs mécanismes de transmission permettent de conserver ces agents pathogènes au sein des populations de tiques, qui prennent alors aussi le rôle de réservoir [3], [7]:

- La transmission transstadiale se réalise entre les différentes stases, au cours des métamorphoses. Il s'agit du critère principal pour que la tique soit vectrice puisque l'agent pathogène est conservé dans son organisme entre les deux repas.
- La transmission transovarienne permet la conservation de l'agent pathogène de la femelle aux œufs. Ce mode de transmission n'est pas retrouvé dans le développement de tous les agents pathogènes.
- Le co-repas ou co-feeding permet la transmission directe d'un agent pathogène d'une tique contaminée à une tique saine, à l'occasion d'un repas simultané et proche des deux tiques.

### I.B.1.b Rôle en santé publique

Ces différents modes de transmission, la durée de vie des tiques et la récurrence des repas de sang leur confèrent la capacité de maintenir des agents pathogènes (virus, bactéries, parasites), parfois zoonotiques, pendant des périodes relativement longues. Aujourd'hui, de nombreuses maladies humaines et vétérinaires causées par les tiques sont recensées, certaines conduisant à la mort [18].

En médecine humaine, les maladies transmises par les tiques sont en majorité zoonotiques. L'agent infectieux, surtout transmis à la faune sauvage, est transmis à l'Homme de manière accidentelle. Cette transmission fait suite à la fréquentation par l'Homme d'un lieu infesté par les tiques. Par exemple, chez l'Homme, *I. ricinus* est en cause dans la transmission de *Borrelia burgdorferi*, une bactérie à l'origine d'une zoonose mondiale, la borréliose de Lyme, que l'on retrouve aussi chez les chiens, les bovins et la faune sauvage. Il s'agit de la maladie vectorielle la plus répandue dans l'hémisphère nord. D'autres zoonoses transmises par les tiques sont aujourd'hui connues, mais moins présentes en Europe comme par exemple l'encéphalite à tiques (virus de la méningoencéphalite à tique), l'anaplasmose granulocytaire équine anciennement appelée ehrlichiose (*Anaplasma phagocytophilum*), la rickettsiose (*Rickettsia* sp.), la tularémie (*Francisella tularensis*) ou encore la fièvre Q (*Coxiella burnetii*) [19], [20].

En médecine vétérinaire, s'ajoutent à toutes les zoonoses d'autres maladies vectorisées par les tiques. Par exemple, chez le Chien, l'hépatozoonose est une maladie causée par un protozoaire (*Hepatozoon canis*) transmis par une tique (*Rhipicephalus sanguineus*) à l'occasion de l'ingestion de celle-ci. Enfin, les piroplasmoses, que nous développerons plus tard, sont des maladies provoquées par des parasites intra-érythrocytaires (les piroplasmés) transmis de manière fréquente aux bovins, aux équidés et aux chiens, et de manière très exceptionnelle, mais non négligeable, pour seulement 4 espèces connues aujourd'hui (contre une centaine chez les vertébrés), à l'Homme [21], [22].

## I.C Lutte contre les tiques

Comme nous l'avons vu précédemment, les tiques représentent un risque majeur en termes de santé humaine et animale et ont ainsi un fort impact économique. En médecine vétérinaire, la lutte contre ces vecteurs est donc un enjeu de taille, surtout dans le milieu de l'élevage. Aujourd'hui, l'utilisation d'acaricides est le mode de contrôle le plus utilisé dans le monde, même si des méthodes alternatives existent et se développent de plus en plus face aux résistances qui apparaissent vis-à-vis de ces molécules [23].

### I.C.1.a Lutte chimique

#### i Répulsifs

Les produits répulsifs en applications locales, reposant sur la perturbation du système de détection des tiques, sont surtout utilisés à des fins préventives chez l'Homme. A titre d'exemple, nous pouvons citer le DEET (N, N -diéthyl-3-méthylbenzamide) ou le citriodiol (P-menthane-3,8-diol ou PMD), un extrait d'eucalyptus. Cependant, peu d'études ont été mises en œuvre pour juger de la toxicité de ces produits pour l'Homme ou les animaux [3].

## ii Acaricides

Les produits acaricides, en administration locale ou systémique sont plus utilisés en médecine vétérinaire. Chez les équidés, seul le SEBACIL® 50% SOLUTION possède une AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) en France [24]. Sur le marché du médicament vétérinaire français, plusieurs familles de molécules sont utilisées (cf. Tableau II).

Tableau II : Familles de molécules acaricides utilisées pour la lutte contre les tiques en France en médecine vétérinaire

Familles	Molécules	Espèces cibles
Isoxazoline	Afoxolaner	Chiens, Chats
	Fluralaner	Chiens, Chats
	Lotilaner	Chiens, Chats
	Sarolaner	Chiens, Chats
Pyréthriinoïdes	Perméthrine	Chiens
	Fluméthrine	Chiens, Chats
	Deltaméthrine	Chiens, Equidés (hors AMM), Ovins, Bovins
Phénylpyrazolés	Fipronil	Chiens, Chats
Organophosphorés	Phoxime	Equidés (seule AMM)

Aujourd'hui, les résistances concernent de nombreux groupes de parasites (protozoaires, helminthes, arthropodes, champignons) et représentent, de la même manière que les résistances aux antibiotiques, des risques économiques et de santé publique. Chez les tiques, des résistances sont déjà connues, comme celle de *Rhipicephalus sanguineus* vis-à-vis de la perméthrine. C'est pourquoi la lutte chimique contre ces parasites doit rester raisonnée et faire partie du cadre plus large d'une lutte multifactorielle [25]–[27].

### I.C.1.b Lutte biologique

Au niveau des écosystèmes, une gestion des populations des hôtes (diminution de la densité et de la diversité spécifique) et des prédateurs (augmentation des populations d'oiseaux, de musaraignes, de lézards, d'araignées ou de fourmis) pourrait être une voie d'amélioration dans la gestion de la pression parasitaire imposée par les tiques, diminuant ainsi les risques liés aux maladies parasitaires qui en découlent.

En revanche, cela engendrerait de nombreux autres problèmes, comme lors de tout déséquilibre d'un écosystème, en affectant des espèces non-cibles avec des conséquences potentiellement dévastatrices. Une autre piste serait de favoriser le développement de plantes

répulsives ou toxiques pour les tiques, mais cette option reste limitée car elle imposerait que ces plantes soient très présentes dans l'environnement [3], [4], [28].

#### I.C.1.c Lutte écologique

A l'échelle d'un pâturage ou d'une exploitation, des mesures peuvent être prises afin de diminuer les chances de rencontre entre les tiques et les animaux. Le débroussaillage, la taille des haies et la délimitation des pâturages afin de limiter l'accès aux zones boisées et humides sont une première voie d'amélioration. Aussi, limiter la présence des hôtes sauvages (cervidés, rongeurs, etc.) dans l'environnement des équidés permettrait de diminuer la présence des tiques.

#### I.C.1.d Retrait manuel des tiques

Une observation attentive et régulière du pelage des animaux afin de retirer les tiques présentes permet de limiter de manière importante la transmission des protozoaires qui n'a lieu que quelques jours après la fixation du parasite. Chez les équidés, les zones de prédilection sont variées et parfois cachées (pli du grasset, queue, auge, etc.), c'est pourquoi l'inspection doit être minutieuse [29].

## II. Les tiques chez les équidés

Dans cette partie, nous présenterons uniquement les espèces et les stases de tiques qui sont retrouvées sur les équidés en France selon la littérature [30].

### II.A Genre *Ixodes*

#### II.A.1.a Morphologie

Le genre *Ixodes* se différencie de toutes les autres tiques dures par la position de son sillon périanal, qui contourne l'anus par l'avant. On qualifie ces tiques de Prostriata, à l'inverse des Metastriata pour lesquelles le sillon périanal contourne l'anus par l'arrière.

La tique appartenant au genre *Ixodes* retrouvée sur les équidés est *I. ricinus*. C'est aussi la plus connue et la plus rencontrée en France métropolitaine. Comme toutes les tiques du genre *Ixodes*, *I. ricinus* possède un corps globuleux (cf. Figure 9) aplati dorso-ventralement chez les individus à jeun. Son orifice anal, en position très postérieure, est entouré en avant d'un sillon semi-circulaire (caractéristique des Metastriata). Son rostre est qualifié de longirostre (plus long que large), avec des palpes allongés et un apex pointu. En face dorsale, son scutum est de forme ovale et ne porte pas d'yeux. En face ventrale, la hanche I porte une longue épine qui atteint la hanche II et derrière la hanche IV se trouvent des stigmates entourés d'un pérित्रème (cadre chitineux). La couleur d'*I. ricinus* varie du gris à l'orange en fonction du gorgement et des stases [7].

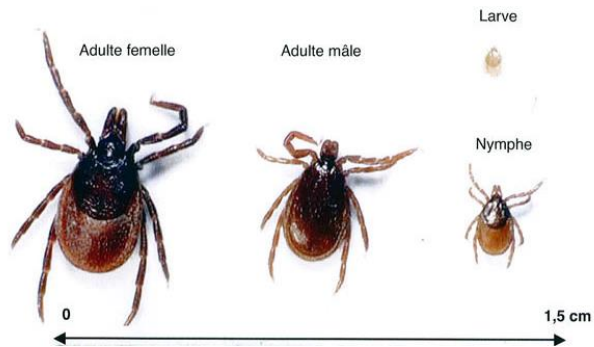


Figure 9 : *Ixodes ricinus* adulte femelle, adulte mâle, larve et nymphe [31]

### i Femelle

La femelle d'*I. ricinus* (cf. Figure 10) a une longueur de 4 mm à jeun à 10 mm une fois gorgée. La couleur de l'alloscutum varie du jaune-orangé sur les individus non gorgés au gris clair sur les femelles gorgées. En face dorsale, le capitulum est longiligne et possède de larges aires poreuses séparées par une largeur inférieure à celle de chaque aire. Le scutum est ovale avec des soies longues surtout sur l'alloscutum. En face ventrale, la hanche I possède une importante épine interne et le gonopore se trouve en position postérieure, au niveau des hanches IV. Derrière la hanche IV se trouvent des stigmates, entourés d'un péritrème de forme ovale.

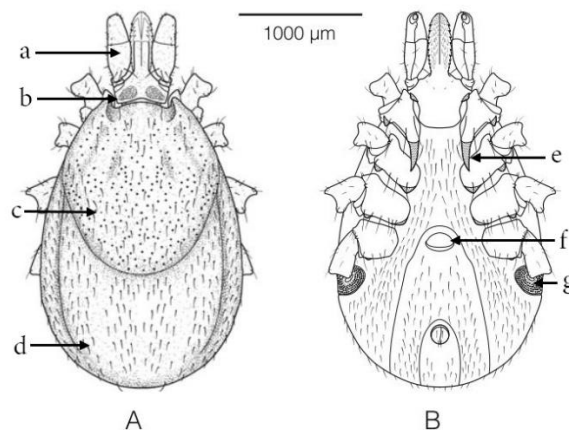


Figure 10 : Morphologie d'*Ixodes ricinus* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre long ; b : larges aires poreuses ; c : scutum ovale ; d : longues soies ; e : épine interne sur la hanche I ; f : gonopore ; g : stigmatte ovale.

### ii Mâle

Le mâle d'*I. ricinus* présente un dimorphisme sexuel très marqué (cf. Figure 11). Sa longueur varie de 3 à 4 mm. En face dorsale, le capitulum est massif, environ 1,5 fois plus long que large et plus court que chez la femelle, les palpes sont larges et arrondis. Le conscutum chitineux est très développé et possède de nombreuses soies. En face ventrale, il présente des écussons ventraux chitineux et une importante épine interne sur la hanche I. L'orifice génital est en position postérieure au niveau des hanches III et derrière la hanche IV se trouvent des stigmates entourés d'un péritrème en forme de virgule.

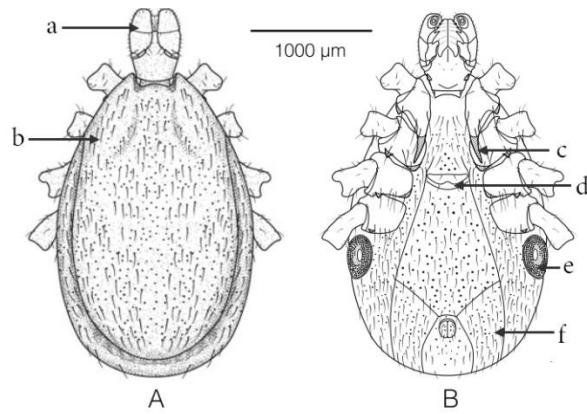


Figure 11 : Morphologie d'*Ixodes ricinus* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre long ; b : nombreuses soies ; c : épine interne sur la hanche I ; d : orifice génital ; e : stigmate en forme de virgule ; f : écusson

### iii Nymphe

La nymphe d'*I. ricinus* (cf. Figure 12) se reconnaît tout d'abord par son rostre long et fin. En face dorsale, le basis capituli est rectangulaire et le scutum, ovale et large, ne porte pas d'yeux. En face ventrale, la hanche I présente une importante épine interne [4].

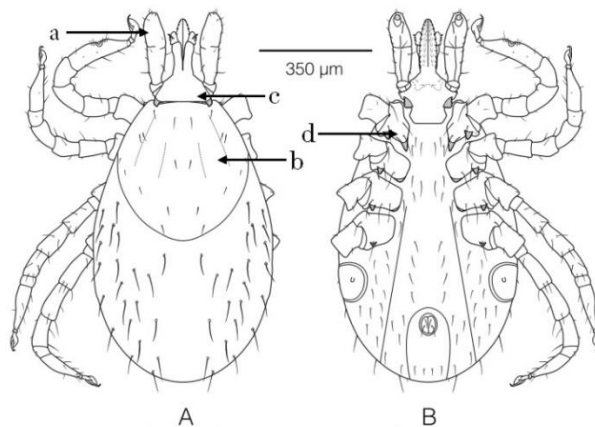


Figure 12 : Morphologie d'*Ixodes ricinus* nymphe [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre long ; b : scutum ovulaire ; c : basis capituli rectangulaire ; d : épine interne sur la hanche I

#### II.A.1.b Cycle

Comme vu précédemment (cf. partie I.A.3.a.ii), le cycle d'*I. ricinus*, d'une durée moyenne de 2 à 3 ans, est télotrope et triphasique avec une phase de mue à terre entre chaque stase. Les larves se retrouvent principalement sur les petits mammifères, trouvés dans les terriers, tandis que les nymphes et les adultes préfèrent monter sur la végétation à la recherche d'un plus grand mammifère [3], [33].

#### II.A.1.c Rôle vectoriel majeur

Le rôle de cette tique est bien connu en médecine humaine pour son rôle vectoriel dans la



transmission de la maladie de Lyme (*B. burgdorferi*), de l'encéphalite à tique (arbovirus), de l'anaplasmose (*A. phagocytophilum*) ou de la babésiose (*B. divergens*) mais aussi en médecine vétérinaire où elle est identifiée comme vecteur de la babésiose bovine (*B. divergens*). En revanche, elle ne semble pas intervenir dans la transmission de la piroplasmose équine. En effet, si une étude sur l'ADN menée en 2010 a montré la capacité de transmission transstadiale de *T. equi* chez *I. ricinus*, une autre étude réalisée en 2017 a mis en évidence que cette tique ne semble pas agir comme un vecteur du piroplasme en conditions naturelles [34]–[36].

#### II.A.1.d Répartition géographique en France métropolitaine

*Ixodes ricinus* est une espèce très ubiquiste retrouvée sur la quasi-totalité du territoire métropolitain français (cf. Figure 13). Affectionnant les milieux très hygrophiles et peu thermophiles, elle se retrouve principalement dans les biotopes abrités offrant une végétation abondante comme les sous-bois et les haies, les fougères, et les bocages en bordure de prairies. Elle n'est en revanche pas retrouvée dans les zones de haute altitude (au-dessus de 1300-1500 m), ni dans les régions méditerranéennes sèches (Provence, Languedoc, Roussillon), sauf dans quelques zones fraîches où l'on peut retrouver des populations plus modestes [4], [7], [36], [37].

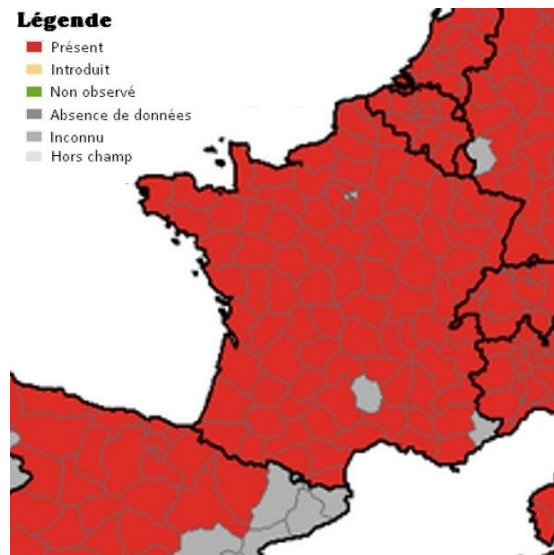


Figure 13 : Distribution d'*Ixodes ricinus* en France métropolitaine connue en Mars 2022 [38]

### Résumé d'*Ixodes ricinus*

#### Morphologie :

*Prostriata*  
 Longirostre  
 Absence d'yeux  
 Corps globuleux

#### Cycle :

Triphasique télotrope  
 Endophile (larve), exophile (nymphe adulte)

Lien avec la piroplasmose équine : Absent

Répartition en France métropolitaine : Sur presque tout le territoire

## II.B Famille des Amblyomidae

Les tiques appartenant à la famille des Amblyomidae sont qualifiées cette fois-ci de Métastrata car leur sillon péréal contourne l'anus par l'arrière. Contrairement aux Ixodidae, les mâles de la famille des Amblyomidae ont la particularité d'être partiellement hématophages. Cette caractéristique, tout de même limitée par la présence de plaques ventrales empêchant une dilatation comparable à celle des femelles, a pour conséquence une possible transmission des agents pathogènes [4].

### II.B.1 Genre *Dermacentor*

#### II.B.1.a Morphologie

Les tiques du genre *Dermacentor* se caractérisent tout d'abord par leur grande taille (5 mm) et leur couleur marron. Brévirostres, ces tiques présentent un capitulum court (aussi long que large) et des palpes épais portés par un basis capituli rectangulaire. En face dorsale, le scutum est orné de nacrures blanches et possède une paire d'yeux pâles et plats (cf. Figure 14). Ventralement, la hanche I est bifide et l'anus est entouré d'un sillon anal postérieur en forme de coupe. Les deux espèces *Dermacentor reticulatus* et *Dermacentor marginatus*, seules présentes en France métropolitaine, peuvent être retrouvées sur les équidés [4].



Figure 14 : *Dermacentor reticulatus* mâle [39]

#### i Femelle

Les femelles de *Dermacentor marginatus* (cf. Figure 15) et *Dermacentor reticulatus* (cf. Figure 16) sont morphologiquement très similaires. Aplaties dorso-ventralement (à jeun), elles mesurent environ 5 mm de longueur, et présentent un scutum orné de taches blanches qui porte une paire d'yeux dans la plus grande largeur. Sur l'alloscutum, de nombreux sillons sont dessinés postérieurement. L'orifice génital, en face ventrale, se situe entre les coxae II. Quelques différences existent tout de même entre ces deux espèces, permettant leur différenciation [4] :

- Les palpes sont courts et peu élargis antéro-latéralement chez *D. marginatus* et les articles 2 sont élargis antéro-latéralement chez *D. reticulatus*.
- Les aires poreuses sont ovalaires chez *D. marginatus* et subcirculaires chez *D. reticulatus*.
- Les cornes dorsales du basis capituli sont peu marquées chez *D. marginatus* et très pointues chez *D. reticulatus*.
- Les éperons sur la hanche I peu développés chez *D. marginatus* et très pointus chez *D. reticulatus* (non représenté).

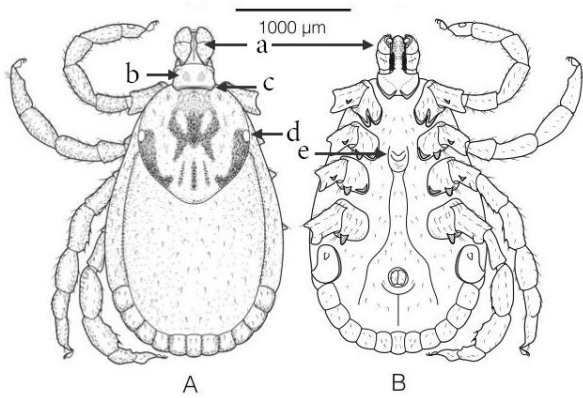


Figure 15 : Morphologie de *Dermacentor marginatus* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : rostre court et peu élargis ; b : aires poreuses ovalaires ; c : cornes du basis capituli peu pointues ; d : yeux plats ; e : orifice génital

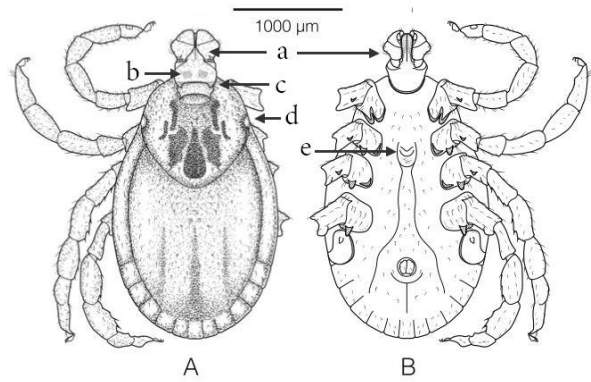


Figure 16 : Morphologie de *Dermacentor reticulatus* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : rostre court et articles 2 des palpes élargis antéro-latéralement ; b : aires poreuses sub-circulaires ; c : cornes du basis capituli pointues ; d : yeux plats ; e : orifice génital

## ii Mâle

Les mâles de *Dermacentor marginatus* (cf. Figure 17) et *Dermacentor reticulatus* (cf. Figure 18) sont également proches morphologiquement. Dorsalement, le conscutum, qui porte une paire d'yeux plats dans la plus grande largeur, est orné de taches blanches. Ventralement, la coxae I porte une longue épine et la coxae IV est très développée. L'orifice génital se situe entre les coxae II. De la même manière que chez les femelles du genre *Dermacentor*, quelques différences permettent de différencier les deux espèces [4] :

- Le rostre court est peu élargi chez *D. marginatus* et les articles 2 des palpes sont élargis antéro-latéralement chez *D. reticulatus*.
- Les cornes dorsales du basis capituli sont peu développées chez *D. marginatus* et sont pointues chez *D. reticulatus*.

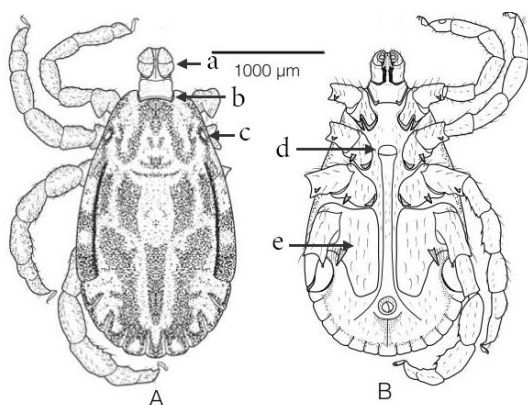


Figure 17 : Morphologie de *Dermacentor marginatus* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : rostre court ; b : cornes du basis capituli peu pointues ; c : yeux plats ; d : orifice génital ; e : hanche IV très développée

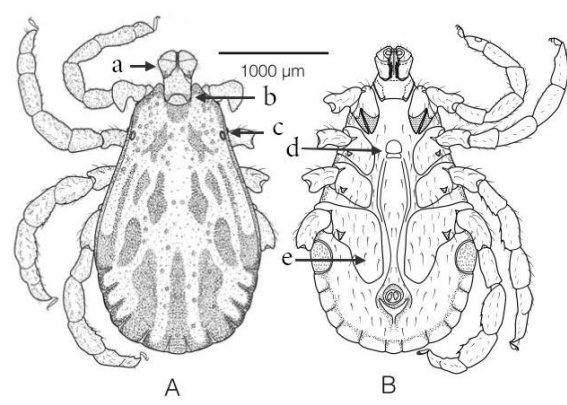


Figure 18 : Morphologie de *Dermacentor reticulatus* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : rostre court et articles 2 des palpes élargis antéro-latéralement ; b : cornes du basis capituli pointues ; c : yeux plats ; d : orifice génital ; e : hanche IV très développée

### II.B.1.b Cycle

Le cycle des tiques du genre *Dermacentor* est triphasique et a une durée d'un an dans des conditions propices, pouvant s'étendre à trois ans avec une entrée en diapause dans des conditions défavorables. L'activité a lieu surtout entre octobre et juillet, avec un pic entre février et mars [40].

*Dermacentor marginatus* et *D. reticulatus* ont toutes les deux un profil ditrope. Les formes immatures, endophiles, affectionnent surtout les petits mammifères qui se logent dans les terriers. Les adultes, exophiles et hydrophiles, parasitent les grands mammifères domestiques (chevaux, moutons, bovins, chèvres) ou sauvages (sangliers) en bordure de bois.

### II.B.1.c Rôle vectoriel majeur

Les tiques du genre *Dermacentor* jouent un rôle très important en termes de santé animale et humaine. En médecine humaine, leur implication est par exemple mise en cause dans la transmission de divers agents pathogènes, comme celui du syndrome escarre-ganglion (aussi appelé Tibola pour Tick-Borne Lymphadenopathy), une maladie émergente causée par *Rickettsia slovaca*. Elles interviennent aussi en médecine vétérinaire en transmettant de nombreuses maladies comme la piroplasmose canine (*Babesia canis*) inoculée par *D. reticulatus* ou l'anaplasmose du mouton (*Anaplasma ovis*) transmise par *D. marginatus*. Enfin, les deux espèces, *D. reticulatus* et *D. marginatus*, interviennent dans la transmission de la piroplasmose aux équidés en tant que vectrices des deux piroplasmes (*Babesia caballi* et de *Theileria equi*). En France métropolitaine, *D. reticulatus* semblerait être l'espèce la plus responsable des transmissions de piroplasmose chez les équidés [4], [41], [42].

### II.B.1.d Répartition géographique en France métropolitaine

*Dermacentor reticulatus* est largement répartie sur la France métropolitaine (cf. Figure 19), sous forme de populations plus ou moins grandes en fonction des conditions climatiques. Affectionnant les prairies pâturées, les haies ou les landes, les adultes de *D. reticulatus* peuvent aussi se retrouver dans des milieux boisés (Dordogne, Bretagne, Ile-de-France, centre de la France), dans les clairières ou en lisière. Les climats méditerranéens sont peu propices au développement de ces tiques même si des petites populations sont tout de même retrouvées dans les régions de Provence et le Roussillon. Dans les régions montagneuses, cette espèce n'est localisée que dans les parties basses (<1000 m). Une particularité de *D. reticulatus* est sa présence dans les zones urbaines et suburbaines, particulièrement dans les terrains en friche où elle peut être très abondante [4], [36].

*Dermacentor marginatus* se retrouve sur la quasi-totalité du territoire français (cf. Figure 20). Les populations sont plus importantes dans les zones sèches de l'Ouest (Poitou, Aquitaine, Midi-Pyrénées) et en pourtour méditerranéen, dont en Corse. Sur le reste du territoire, des populations plus modestes sont retrouvées dans les clairières ou le long de routes, quand les rayonnements du soleil offrent un environnement chaud. En Alsace, *D. marginatus* et *D. reticulatus* ont été retrouvées en cohabitation [4].

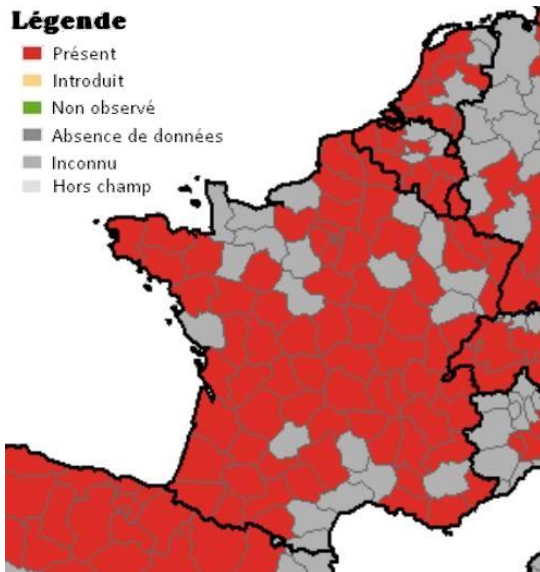


Figure 19 : Distribution géographique de *Dermacentor reticulatus* en France métropolitaine connue en Mars 2022 [38]

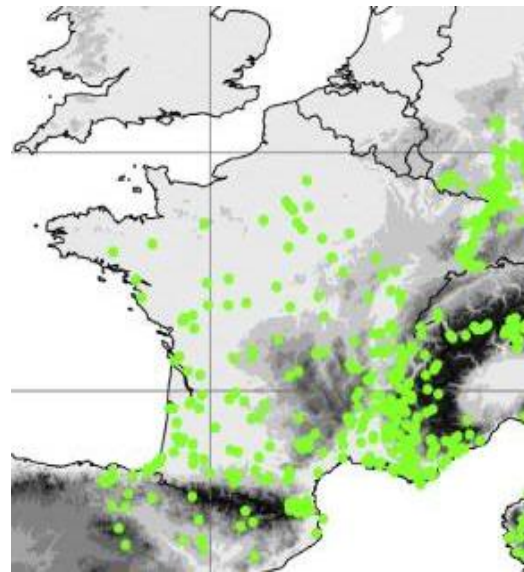


Figure 20 : Distribution géographique de *Dermacentor marginatus* en France métropolitaine connue en 2016 [43]

### Résumé de *Dermacentor marginatus*

Morphologie :

*Métastriata*  
 Brévirostre  
 Grand corps marron nacré  
 Palpes courts peu élargis

Cycle :

Triphasique ditrope  
 Exophile (adulte)

Lien avec la piroplasmose équine : Vectrice de *Theileria equi* et *Babesia caballi*

Répartition en France métropolitaine : Sur tout le territoire (hors régions froides)

### Résumé de *Dermacentor reticulatus*

Morphologie :

*Métastriata*  
 Brévirostre  
 Grand corps marron nacré  
 Palpes courts élargis

Cycle :

Triphasique ditrope  
 Exophile (adulte)

Lien avec la piroplasmose équine : Vectrice de *Theileria equi* et *Babesia caballi*

Répartition en France métropolitaine : Sur tout le territoire

## II.B.2 Genre *Hyalomma*

### II.B.2.a Morphologie

Les tiques appartenant au genre *Hyalomma* sont qualifiées de longirostres et se distinguent par un idiosome ovale allongé et un capitulum allongé avec, au niveau des palpes, un deuxième article deux fois plus long que le troisième. Le corps des *Hyalomma*, mesurant entre 5 et 6 mm de longueur, est couvert de ponctuations. Les pattes, de couleur jaune à orange pâle, présentent une alternance de bandes claires et foncées et la hanche I bifide ressemble à celle des individus du genre *Dermacentor*.

L'espèce de tiques appartenant au genre *Hyalomma* décrite comme retrouvée sur les équidés en France est *Hyalomma marginatum* (cf. Figure 21) [44], [45].



Figure 21 : *Hyalomma marginatum* femelle [38]

#### i Femelle

En face dorsale, la femelle de *Hy. marginatum* (cf. Figure 22) présente un scutum hexagonal marron foncé avec une paire d'yeux hémisphériques foncés. Celui-ci présente aussi des rainures peu profondes ainsi que des petites ponctuations donnant un aspect lisse et brillant. En face ventrale, les stigmates respiratoires sont entourés de soies. Enfin, les pattes particulièrement longues, sont entourées d'anneaux. Ces longues pattes rayées constituent un des critères d'identification les plus importants de cette espèce.

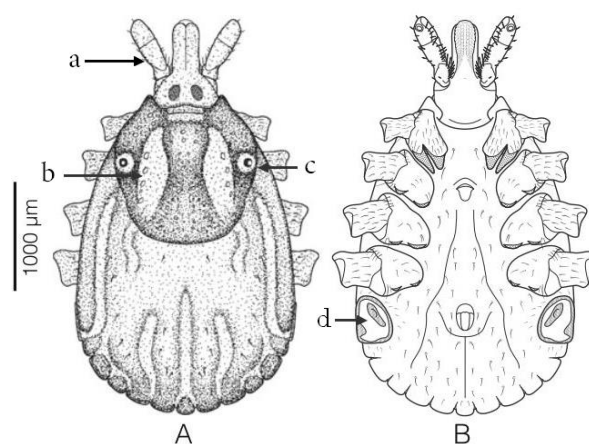


Figure 22 : Morphologie de *Hyalomma marginatum* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre long ; b : scutum hexagonal ponctué ; c : yeux ; d : stigmates respiratoires

## ii Mâle

Le mâle de *Hy. marginatum* (cf. Figure 23) se reconnaît en face dorsale grâce à son conscutum marron foncé parsemé de ponctuations, dont 2 centrales suivant une diagonale. Celui-ci présente divers sillons dont un sur la longueur se prolongeant jusqu'aux yeux. En face ventrale, les plaques adanales ont des extrémités carrées et sont alignées avec les plaques sous-anales. Les pattes jaune orangé présentent des anneaux pâles faisant le tour des pattes.

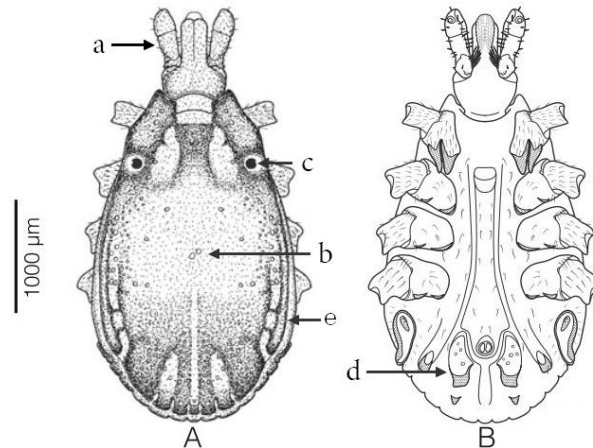


Figure 23 : Morphologie de *Hyalomma marginatum* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre long ; b : scutum hexagonal ponctué ; c : yeux ; d : plaques adanales ; e : sillons latéraux

### II.B.2.b Cycle

*Hyalomma marginatum* est une tique exophile en adaptation à la sécheresse et à la rareté des hôtes dans le milieu dans lequel elle évolue. Son comportement est ditrope : les larves s'accrochent aux petits mammifères comme les lièvres (où elles préféreront des localisations comme les oreilles) et restent dessus pour muer et se nourrir en tant que nymphe. Les adultes se fixent sur les ongulés comme les chevaux ou les moutons (où ils préféreront se mettre au niveau de l'arrière train) [4].

### II.B.2.c Rôle vectoriel majeur

L'implication de *Hy. marginatum* en santé animale et humaine est très importante. En effet, il s'agit du principal vecteur du virus de la fièvre hémorragique de Crimée-Congo en Asie et en Afrique. Cette tique est aussi identifiée comme vectrice des deux agents de la piroplasmose équine, *B. caballi* et de *T. equi* [4], [46], [47].

### II.B.2.d Répartition géographique en France métropolitaine

*Hy. marginatum* est une espèce invasive ayant une large plasticité en termes de biotope puisqu'elle supporte très bien les environnements secs. Si sa présence est connue depuis longtemps en Corse, son arrivée en France date de 2013 par le bassin méditerranéen, dans lequel elle est maintenant considérée comme installée (cf. Figure 24) [40].



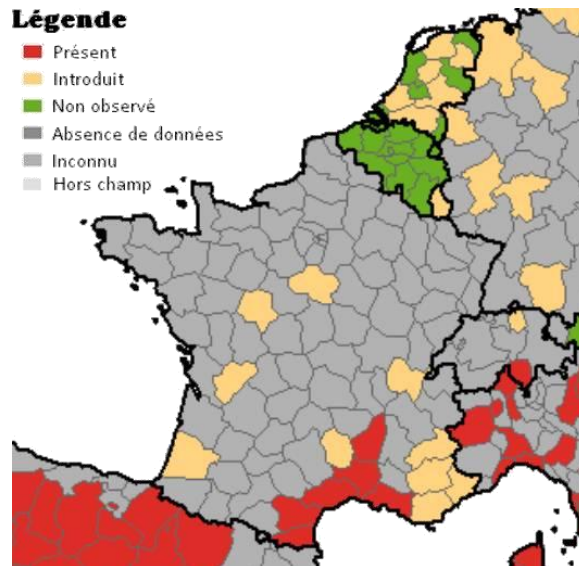


Figure 24 : Distribution géographique de *Hyalomma marginatum* en France métropolitaine connue en Mars 2022 [38]

### Résumé de *Hyalomma marginatum*

Morphologie :

*Métastriata*

Longirostre

Pattes longues et rayées

Cycle :

Triphasique ditrope

Exophile

Lien avec la piroplasmose équine : Vectrice de *Theileria equi* et *Babesia caballi*

Répartition en France métropolitaine : Sud-Est

### II.B.3 Genre *Rhipicephalus*

Chez les équidés, une seule espèce du genre *Rhipicephalus* est recensée actuellement en France : *Rhipicephalus bursa* (cf. Figure 25).



Figure 25 : *Rhipicephalus bursa* mâle et femelle [48]



### II.B.3.a Morphologie

Le genre des *Rhipicephalus* est très hétérogène sur le plan morphologique mais il existe tout de même quelques similitudes que l'on retrouve chez *R. bursa*. Ces tiques se caractérisent par leur aspect brévirostre, un capitulum court et un basis capituli hexagonal. Les yeux sont convexes et le mâle possède des plaques adanales caractéristiques [4].

#### i Femelle

Les femelles *R. bursa* (cf. Figure 26) mesurent environ 4 mm à jeun et possèdent un corps ovale et rougeâtre. En face dorsale, le basis capituli est hexagonal et anguleux et les aires poreuses sont ovales. Le scutum anguleux est noir, ponctué de tâches et porte une paire d'yeux plats. La partie postérieure est découpée en onze festons en forme de bourse. En face ventrale, l'ouverture génitale est en forme de V, la hanche I est bifide et la hanche II présente une importante épine.

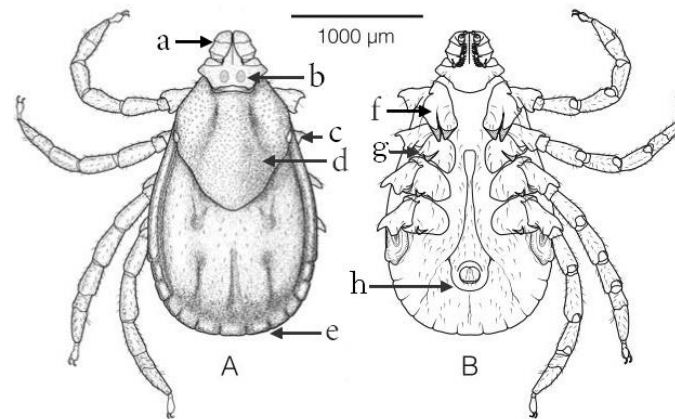


Figure 26 : Morphologie de *Rhipicephalus bursa* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre court ; b : basis capituli hexagonal et aires poreuses ovales ; c : yeux plats , d : scutum anguleux ; e : festons ; f : hanche I bifide ; g : épine externe de la hanche II ; h : ouverture génitale en forme de V

#### ii Mâle

Le mâle de *R. bursa* (cf. Figure 27) mesure entre 2 et 4 mm de longueur. En face dorsale, le basis capituli est anguleux. Le conscutum brun est découpé postérieurement en onze festons et présente des sillons latéraux profonds et des rainures latérales ne montant pas jusqu'aux yeux. En face ventrale, les épines externes des hanches II sont pointues. Les plaques annales sont larges et incurvées.

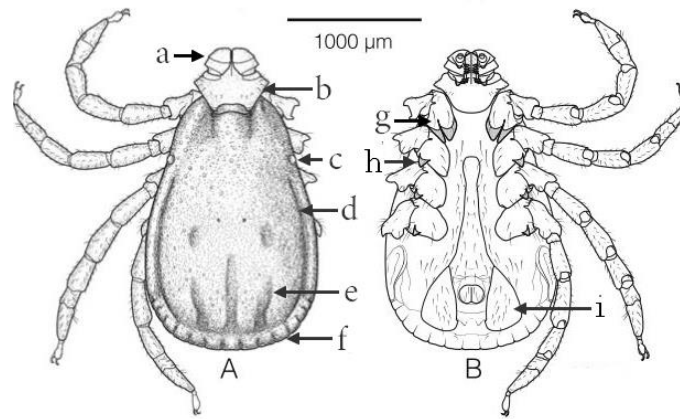


Figure 27 : Morphologie de *Rhipicephalus bursa* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre court ; b : basis capituli hexagonal ; c : yeux plats ; d : rainures latérales ; e : sillons latéraux ;  
f : festons ; g : hanche I bifide ; h : épine externe sur la hanche II ; i : plaques annales larges

### iii Nympe

La nymphe de *R. bursa* (cf. Figure 28) mesure environ 1,5 mm de longueur et ressemble à la femelle, avec un scutum réduit et arrondi et une épine sur la hanche II réduite. Elle ne possède pas de pores génitaux.

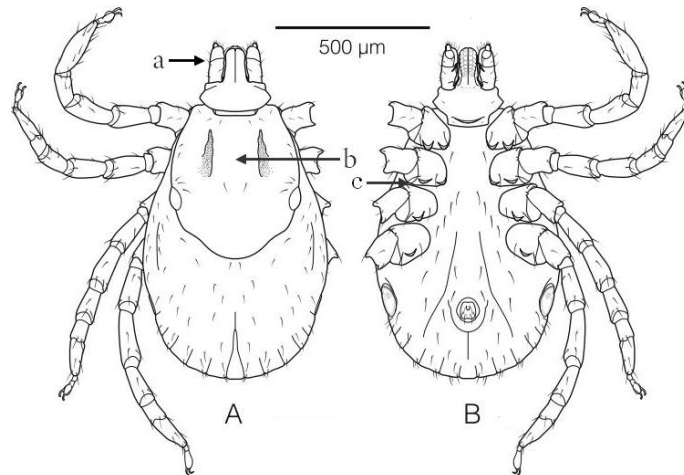


Figure 28 : Morphologie de *Rhipicephalus bursa* nymphe [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale

a : rostre court ; b : scutum arrondi ; c : épine externe de la hanche II réduite

### iv Larve

La larve de *R. bursa* (cf. Figure 29), plus petite, mesure 1 mm de longueur et est hexapode. Elle ressemble à la nymphe avec un corps globuleux et un scutum arrondi.

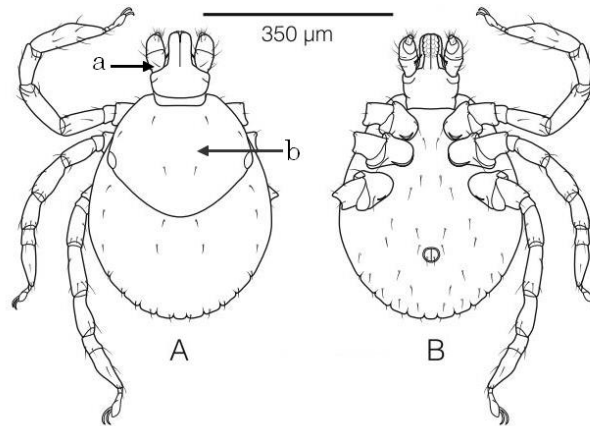


Figure 29 : Morphologie de *Rhipicephalus bursa* larve [32]  
 A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : rostre court ; b : scutum arrondi

### II.B.3.b Cycle

*Rhipicephalus bursa* est une espèce exophile diphasique et monotrope. Les larves après leur repas de sang sur un ongulé principalement ruminant (bovins, moutons, caprins, équidés) restent sur cet hôte pour effectuer leur mue. Les nymphes après leur repas sanguin tombent pour effectuer leur mue au sol. Une fois adultes, les tiques retournent sur un ongulé pour effectuer leur repas [4], [49].

### II.B.3.c Rôle vectoriel majeur

Le rôle de *R. bursa* est surtout connu en médecine vétérinaire. En effet, celle-ci est incriminée comme vectrice de *T. equi* et de *B. caballi* [41], [42].

### II.B.3.d Répartition géographique en France métropolitaine

*Rhipicephalus bursa* (cf. Figure 30) étant thermophile, on la retrouve principalement autour du bassin méditerranéen [4], [50].

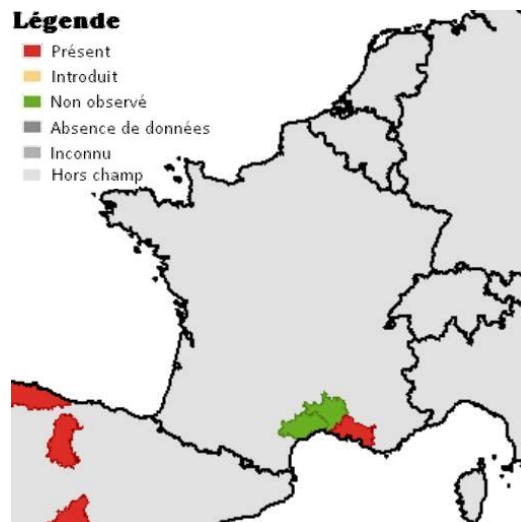


Figure 30 : Distribution géographique de *Rhipicephalus bursa* en France métropolitaine connue en Juillet 2019 [38]

Morphologie :

*Métastriata*

Brévirostre

Cycle :

Diphasique monotrope

Exophile

Lien avec la piroplasmose équine : Vectrice de *Theileria equi* et *Babesia caballi*

Répartition en France métropolitaine : Bassin méditerranéen

---

## II.B.4 Genre *Haemaphysalis*

Les tiques du genre *Haemaphysalis* retrouvées sur les équidés en France sont *Haemaphysalis punctata* et *Haemaphysalis concinna*.



Figure 31 : *Haemaphysalis punctata* femelle en vue dorsale [51]

### II.B.4.a Morphologie

Les tiques du genre *Haemaphysalis* sont petites (3 mm de longueur à jeun), brévirostres, de couleur rougeâtre à jaune et ont la particularité de ne pas posséder d'yeux (comme *I. ricinus*). Dorsalement, le scutum et le conscutum ne sont pas ornementés et le conscutum est festonné chez le mâle. Le basis capituli est droit et l'article 2 des palpes est très large, parfois conique chez certaines espèces. Ventralement, les hanches présentent une épine interne de taille variable selon les espèces. De manière générale, les *Ha. punctata* sont plus grandes que les *Ha. concinna*.

#### i Femelle

Les femelles de *Ha. punctata* (cf. Figure 32) et *Ha. concinna* (cf. Figure 33) présentent toutes les deux un scutum ponctué et un basis capituli rectangulaire dorsalement. Leurs palpes sont reconnaissables par leur forme triangulaire. De nombreux critères permettent de les différencier :

- Le scutum est plus long que large chez *Ha. punctata*, plus large que long chez *Ha. concinna*.
- Le basis capituli rectangulaire présente des éperons marqués en face dorsale chez *Ha. concinna* tandis qu'ils sont beaucoup moins prononcés chez *Ha. punctata*.

- Les aires poreuses sont subcirculaires et rapprochées chez *Ha. punctata* et ovales, larges et plus espacées chez *Ha. concinna*.
- Les articles 2 des palpes ont une forme arrondie caudo-latéralement et sont saillants par rapport à l'article 3 chez *Ha. punctata* tandis qu'ils sont rebondis latéralement en forme de « chapeau chinois » chez *He. concinna*.
- Le trochanter I possède un processus pointu caudalement chez *Ha. punctata*, beaucoup moins développé chez *Ha. concinna*.
- Ventralement, le basis capituli est ovale chez *Ha. concinna* et rectangulaire chez *Ha. punctata*.

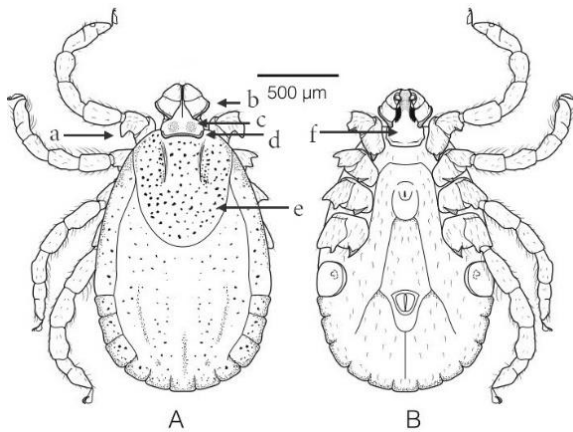


Figure 32 : Morphologie de *Haemaphysalis punctata* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
a : trochanter I avec un éperon marqué ; b : rostre court avec l'article 2 des palpes saillants et arrondis ;  
c : aires poreuses subcirculaires et rapprochées ;  
d : basis capituli rectangulaire ; e : scutum long ;  
f : basis capituli rectangulaire

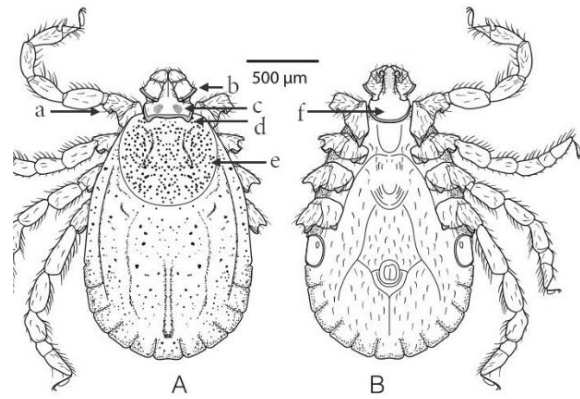


Figure 33 : Morphologie de *Haemaphysalis concinna* femelle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
a : trochanter I avec un éperon discret ; b : rostre court avec l'article 2 des palpes saillants et rebondis ;  
c : aires poreuses ovales et espacées ;  
d : basis capituli rectangulaire et anguleux ;  
e : scutum large ; f : basis capituli ovale

## ii Mâle

Les mâles de *Ha. punctata* (cf. Figure 34) et *Ha. concinna* (cf. Figure 35) présentent un scutum marron ponctué. Cependant, ils ont de nombreuses différences marquantes permettant de les différencier :

- Dorsalement, le basis capituli de *Ha. concinna* présente de longues pointes contrairement à *Ha. punctata*.
- *Haemaphysalis punctata* présente une longue épine caudale sur le trochanter I, très peu marquée chez *Ha. concinna*.
- L'article 2 des palpes est rebondi caudo-latéralement en forme de « chapeau chinois » chez *Ha. concinna*, et les articles 1 des palpes se croisent à leurs extrémités lorsque le rostre est fermé.
- Ventralement, *Ha. punctata* possède une très longue épine interne sur la hanche IV, absente chez *Ha. concinna*. Ce critère est significatif dans la différenciation des deux espèces.

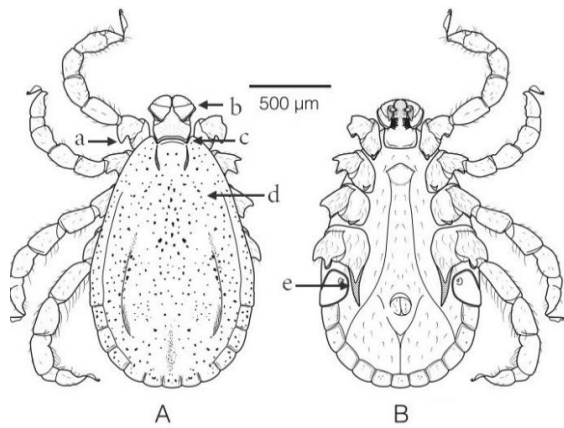


Figure 34 : Morphologie de *Haemaphysalis punctata* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : épine caudale marquée sur le trochanter I ;  
 b : rostre court avec articles 2 élargis et arrondis ;  
 c : basis capituli rectangulaire ; d : scutum ponctué ;  
 e : longue épine interne sur la hanche IV

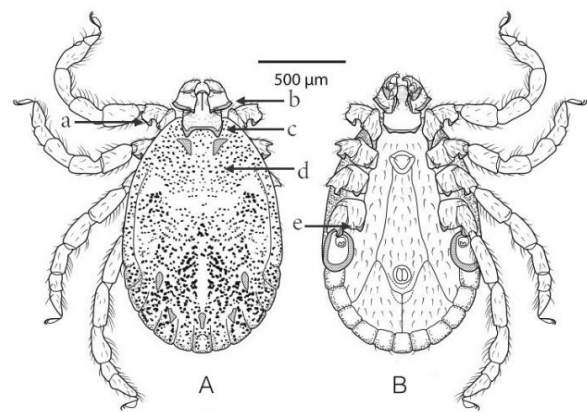


Figure 35 : Morphologie de *Haemaphysalis concinna* mâle [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : épine caudale discrète sur le trochanter I ;  
 b : rostre court et palpes rebondis se croisant à leurs extrémités ; c : basis capituli rectangulaire et anguleux ; d : scutum ponctué ; e : épine interne très réduite sur la hanche IV

### iii Nymphhe

Les nymphes de *Ha. punctata* (cf. Figure 36) et *Ha. concinna* (cf. Figure 37) ressemblent à des femelles de petite taille. Elles se différencient l'une de l'autre par leur forme, qui est beaucoup plus longiligne chez *Ha. punctata*, par l'aspect anguleux du rostre (b) très marqué de *Ha. concinna* et la présence d'un processus (a) marqué sur le trochanter I chez *Ha. punctata*, absent chez *Ha. concinna*.

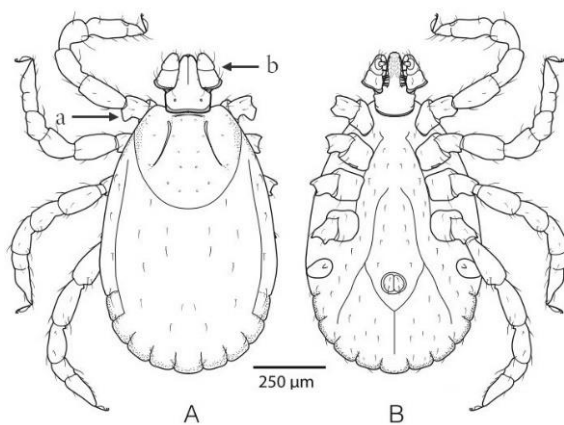


Figure 36 : Morphologie de *Haemaphysalis punctata* nymphe [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : épine caudale marquée sur le trochanter I ;  
 b : rostre court et articles 2 des palpes larges et arrondis

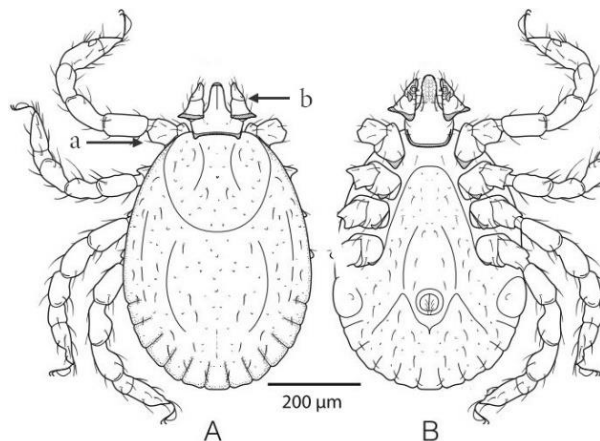


Figure 37 : Morphologie de *Haemaphysalis concinna* nymphe [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
 a : épine caudale sur le trochanter I très discrète ;  
 b : rostre court et articles 2 des palpes larges et rebondis

#### iv Larve

Les larves de *Ha. punctata* (cf. Figure 38) et *Ha. concinna* (cf. Figure 39) se distinguent, comme pour les autres individus de ces espèces, par l'aspect anguleux marqué des palpes (a) de *Ha. concinna* dorsalement. Le scutum de *Ha. concinna* est également plus pointu que celui de *Ha. punctata* qui est rond (b). Ventralement, la base du capitulum (c) est hexagonale chez *Ha. concinna* et arrondie chez *Ha. punctata*. Aussi, les hanches de *Ha. concinna* présentent des petites épines (d) très émoussées, absentes chez *Ha. punctata*.

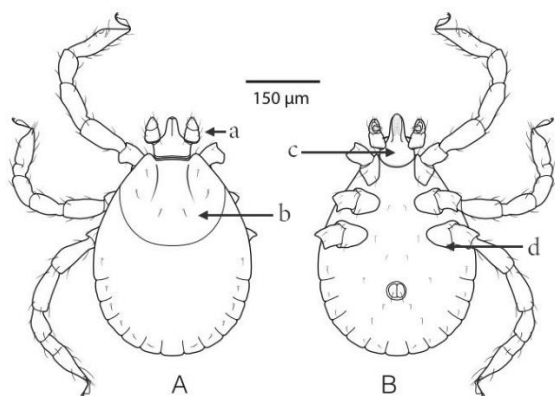


Figure 38 : Morphologie de *Haemaphysalis punctata* larve [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
a : rostre court ; b : scutum arrondi ; c : basis capituli arrondi ; d : hanches sans épine

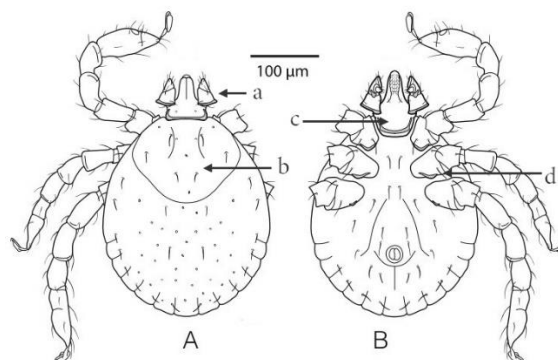


Figure 39 : Morphologie de *Haemaphysalis concinna* larve [32]

A : face dorsale ; B : face ventrale  
a : rostre court triangulaire ; b : scutum pointu ; c : basis capituli hexagonal ; d : petites épines sur les hanches

#### II.B.4.b Cycle

*Haemaphysalis punctata* et *Ha. concinna*, comme tous les individus de ce genre, présentent un cycle triphasique durant de 1 à 3 ans. Ditrope, les larves et les nymphes sont retrouvées principalement sur les oiseaux migrateurs et les petits mammifères comme les hérissons, les lièvres, les écureuils, mais peuvent également se nourrir sur des grands mammifères de manière occasionnelle. Les adultes sont retrouvés essentiellement sur les grands mammifères, les renards, les chiens [1], [32].

#### II.B.4.c Répartition géographique en France métropolitaine

*Haemaphysalis punctata* est une espèce exophile peu exigeante, capable de tolérer des environnements climatiques très différents comme des biotopes secs, humides ou doux. Nous pouvons alors la retrouver dans les pâturages, les lisières de forêts, les broussailles ou encore les zones calcaires. Elle supporte également bien l'altitude puisqu'elle a été retrouvée à 1300m d'altitude en Italie. En France, sa répartition est surtout connue dans le Sud-Est (cf. Figure 40) [1], [32], [52].

*Haemaphysalis concinna* est en revanche plus exigeante, affectionnant les biotopes tempérés qui offre une hygrométrie assez élevée comme les lisières de forêt, les forêts de feuillus, les végétations urbaines ou encore le long des fleuves. Elle est retrouvée sur une diagonale allant de la Nouvelle-Aquitaine au Nord-est de la France (cf. Figure 41) [32], [53].



Figure 40 : Répartition géographique de *Haemaphysalis punctata* en 2013 [32]



Figure 41 : Répartition géographique de *Haemaphysalis concinna* en 2018 [53]

#### II.B.4.d Rôle vectoriel majeur

Le rôle des tiques *Haemaphysalis* est encore peu étudié et aucun lien n'est établi aujourd'hui entre *Ha. concinna* et des maladies humaines ou animales en France [41], [54], [55].

De son côté, *Ha. punctata* est en cause dans la transmission de *Babesia major* aux bovins mais son rôle dans la transmission de la piroplasmose équine n'est pas avéré [4].

#### Résumé de *Haemaphysalis punctata*

##### Morphologie :

*Métastriata*

Brévirostre

Longue épine sur la hanche IV chez le mâle

##### Cycle :

Triphasique ditrope

Exophile

Lien avec la piroplasmose équine : Aucun ?

Répartition en France métropolitaine : Sud-Est

#### Résumé de *Haemaphysalis concinna*

##### Morphologie :

*Métastriata*

Brévirostre

##### Cycle :

Triphasique ditrope

Exophile

Lien avec la piroplasmose équine : Aucun ?

Répartition en France métropolitaine : Sud et couloir migratoire.



## III. La piroplasmose équine

### III.A Parasites responsables de la piroplasmose

Les piroplasmes ont été mis en évidence sur étalements de sang de bœuf en 1888, puis Babès démontre ensuite leur présence sur sang de mouton en 1892. Depuis, leur présence fut établie chez le chien, le cheval ou encore l'Homme [56].

La piroplasmose équine, aussi appelée « fièvre biliaire », est une maladie parasitaire non contagieuse provoquée par le développement de protozoaires intracellulaires dans les hématies des équidés. Le premier agent causal, *Theileria equi* (anciennement appelée *Babesia equi*), fut découvert par Laveran en 1901 [57]. Le second agent fut découvert par Nuttall *et al.* en 1911. Ces protozoaires, *Babesia caballi* et *Theileria equi* sont transmis par des tiques dures de l'ordre des Ixodida. Aujourd'hui, douze espèces de tiques parmi trois genres sont identifiées comme vectrices des deux piroplasmes. En Europe, *Dermacentor reticulatus* et *Dermacentor marginatus* semblent être les principales tiques vectrices mais deux autres genres sont également incriminés dans la transmission de ces protozoaires : *Rhipicephalus* et *Hyalomma* [58].

#### III.A.1 Biologie générale

##### III.A.1.a Classification taxonomique

Les agents de la piroplasmose équine, *Theileria equi* et *Babesia caballi*, sont deux eucaryotes appartenant au phylum des Apicomplexa, qui regroupe entre 1,2 millions et 10 millions d'espèces, dont seulement 0,1% ont été décrites aujourd'hui. De nombreux parasites appartenant à cet embranchement ont une grande importance en termes de santé publique, comme *Cryptosporidium*, l'agent de la cryptosporidiose chez l'Homme, *Toxoplasma*, responsable de la toxoplasmose ou bien *Plasmodium*, agent du paludisme. Les Apicomplexa sont aussi très présents en santé animale. Nous pourrions par exemple citer *Eimeria*, en cause dans les coccidioses des ovins et des oiseaux, *Neospora* agent de la néosporose canine ou encore *Theileria* et *Babesia*, responsables de la piroplasmose de nombreux vertébrés. En effet, si *Theileria equi* et *Babesia caballi* sont les agents de piroplasmose équine, en Europe, la piroplasmose canine est due à *Babesia canis* et la piroplasmose bovine à *Babesia divergens* [59].

Comme tous les Apicomplexa (cf. Tableau III), les deux agents de piroplasmose sont des organismes unicellulaires sans appareil locomoteur et à localisation endocellulaire obligatoire chez l'hôte intermédiaire. Chez le vecteur, hôte définitif, certains stades peuvent être libres (kinètes dans l'hémolymphe). Appartenant à la classe des Haematozoa (ou Aconoidasida), ils présentent la particularité d'exiger un stade endo-érythrocytaire. Leur transmission se réalise essentiellement par les tiques dures (Ixodida), ce qui leur confère leur appartenance à l'ordre des Piroplasmida [46], [60].

Deux familles se distinguent au sein de l'ordre des Piroplasmida : les Babesiidae et les Theileriidae. Les principales distinctions reposent sur le passage direct dans les globules rouges à partir des sporozoïtes injectés par les tiques chez les Babesiidae, et sur une transmission trans-ovarienne chez l'hôte définitif, à savoir la tique, chez les Babesiidae également.

Tableau III : Classification taxonomique du genre *Theileria* et *Babesia* [59], [61]

Règne	Protista	
Sous-règne	Protozoa	
Embranchement	Apicomplexa	
Classe	Haematozoa (Aconoidasida)	
Ordre	Piroplasmida	
Famille	Theileriidae	Babesiidae
Genre	<i>Theileria</i>	<i>Babesia</i>

Pour *T. equi*, cette classification au sein de la famille des Theileriidae reste relativement récente et va encore évoluer. En effet, en 1901, après avoir découvert l'agent du paludisme, le célèbre parasitologue français, Alphonse Laveran, décrit pour la première fois *Babesia equi*. En 1912, le parasite est intégré à la famille des Babesiidae et est nommé ainsi pour ses caractéristiques morphologiques et sa pathologie. En 1988, cette classification est remise en question et le protozoaire intègre alors la famille des Theileriidae et est renommé *Theileria equi* sur la base d'arguments développementaux, morphologiques, biochimiques et génétiques. Cette dichotomie des piroplasmes en *Babesia* et *Theileria* est fortement remise en question sur la base de nombreux travaux utilisant des marqueurs moléculaires. La subdivision des piroplasmes en 10 genres correspondant aux 10 clades mises en évidence serait probablement nécessaire [58], [62], [63].

### III.A.1.b Cycle biologique

#### i Transmission vectorielle : généralités

La piroplasmose équine, connue également sous le nom de babésiose, est une maladie qui affecte tous les équidés (chevaux, ânes, mules, zèbres). De manière commune, le cycle de *B. caballi* et *T. equi* possède deux principales étapes (cf. Figure 42). Il se déroule d'une part chez les tiques dures, hôtes définitifs, où a lieu la phase de reproduction sexuée et de l'autre part chez les équidés, hôtes intermédiaires, où n'a lieu qu'une reproduction asexuée.

Les cycles de vie de ces deux agents de la piroplasmose équine suivent le schéma de développement des Apicomplexa. Celui-ci commence à l'occasion d'un repas de sang, durant lequel les sporozoïtes, présents dans les glandes salivaires de la tique pénètrent dans la circulation sanguine de l'hôte vertébré et envahissent ses globules rouges. Les sporozoïtes évoluent alors en trophozoïtes puis se divisent en mérozoïtes grâce au processus de mérogonie, ou fission binaire. Les mérozoïtes sortent alors des érythrocytes pour en réinfecter d'autres au sein de la circulation sanguine. S'ensuit l'étape de la gamogonie, initiée par l'engagement des mérozoïtes en gamétocytes. A l'occasion d'un nouveau repas de sang, les formes sexuées (gamétocytes) et asexuées (mérozoïtes et trophozoïtes) sont ingérées par la tique. Si les formes asexuées sont détruites dans le système digestif, les gamétocytes sont absorbés dans la lumière de l'intestin de la tique et évoluent en gamètes mâles et femelles. Ces deux formes sexuées fusionnent alors pour former des zygotes mobiles, appelés ookinètes. C'est l'étape de la reproduction sexuée : la gamogonie. Ces ookinètes envahissent les cellules intestinales de la tique et subissent une division méiotique sur place, aboutissant à la

production de kinètes. Ces kinètes se disséminent ensuite via l'hémolymphe de la tique dans différents organes périphériques comme par exemple, pour certaines espèces de piroplasmies, les cellules ovariennes, ou pour toutes, les glandes salivaires. L'invasion des ovocytes conduit à leur transmission à la descendance : c'est la transmission transovarienne. Dans les glandes salivaires, les kinètes évoluent en sporoblastes qui ont la capacité de rester en dormance sur place entre les différentes stases des tiques : c'est la transmission transstadiale. A l'occasion d'un nouveau repas de sang à la stase suivante, les sporoblastes sont activés et une production de sporozoïtes est enclenchée. Cette étape de reproduction asexuée est appelée la sporogonie. Les sporozoïtes sont alors libérés dans la circulation sanguine de l'hôte vertébré et le cycle reprend [46], [60], [64].

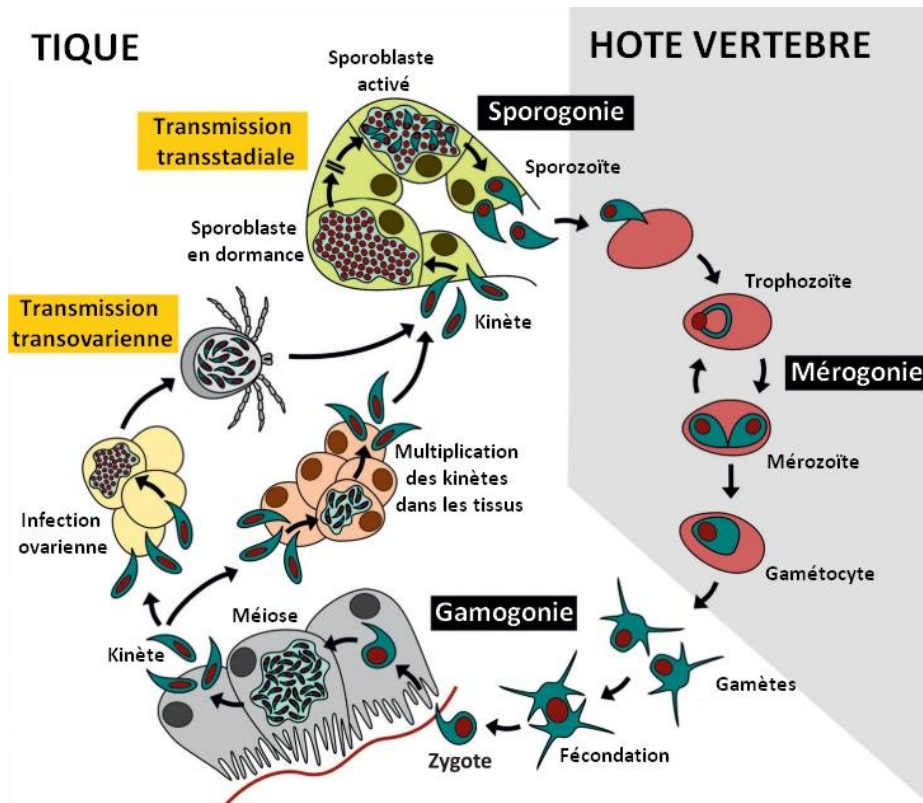


Figure 42 : Cycle biologique des Theileriidae et des Babesiidae, modifié d'après Anofel et al. [63]

## ii Tiques vectrices de la piroplasmose équine en France métropolitaine

Aujourd'hui, de très nombreuses espèces de tiques sont reconnues ou suspectées comme étant impliquées dans la transmission des piroplasmies aux équidés dans le Monde. En France, 4 espèces sont confirmées (cf. Tableau IV) :

Tableau IV : Espèces de tiques ayant un rôle confirmé dans la transmission de la piroplasmose équine en France [42]

Espèces	<i>T. equi</i>	<i>B. caballi</i>	Espèces	<i>T. equi</i>	<i>B. caballi</i>
<i>Dermacentor</i>			<i>Hyalomma</i>		
<i>D. marginatus</i>	x	x	<i>Hya. marginatum</i>	x	x
<i>D. reticulatus</i>	x	x	<i>Rhipicephalus</i>		
			<i>R. bursa</i>	x	x

### iii Autres modes de transmission de la piroplasmose équine

Si le principal mode de transmission de la piroplasmose équine aux équidés est vectoriel par le biais de la tique, qui contamine l'équidé au moment d'un repas de sang, d'autres modes de transmission plus rares peuvent tout de même être évoqués.

- **Transmission iatrogène** : Des contaminations sont possibles sans passage par une tique vectrice, lors de transfusions sanguines à partir du sang d'un donneur porteur de la piroplasmose à des fins médicales ou non, comme en cas de pratique illégale du « blood doping », ou encore en cas de réutilisation d'aiguilles ou de seringues contaminées [46], [65].
- **Transmission transplacentaire** : Si la transmission transplacentaire de *B. caballi* est incertaine, elle est en revanche bien étudiée pour *T. equi*. Au début de la gestation, entre le 40<sup>ème</sup> et le 150<sup>ème</sup> jour, le fœtus se nourrit de tissus maternels avant la mise en place du placenta. Pendant cette période, le passage d'érythrocytes infectés par *T. equi* peut avoir lieu. Au-delà de cette date, les piroplasmes ne peuvent plus passer. Le système immunitaire du fœtus ne se mettant en place qu'à partir du 240<sup>ème</sup> jour et la placentation épithéliochoriale empêchant le passage des anticorps maternels, une contamination transplacentaire provoquera la reconnaissance des parasites comme appartenant au soi immunitaire du poulain. La conséquence de cette transmission transplacentaire est un risque d'avortement. En revanche, la naissance d'un poulain cliniquement sain est aussi possible [66]–[68].

#### III.A.1.c Morphologie

Les piroplasmes sont observables au microscope optique sur étalement sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa. De manière générale, les piroplasmes sanguins se présentent de manière piriforme, justifiant leur appellation de piroplasmes. Ces protozoaires intra-érythrocytaires peuvent être divisés en deux catégories :

- Les petits piroplasmes, mesurant entre 1 et 1,5 µm, auxquels appartient *T. equi*,
- Les grands piroplasmes, mesurant entre 1,5 et 5 µm, auxquels appartient *B. caballi*.

### III.A.2 *Babesia caballi*

#### III.A.2.a Particularités du cycle biologique

Le cycle de *B. caballi* (cf. Figure 43) possède ses propres particularités que nous décrivons ici.

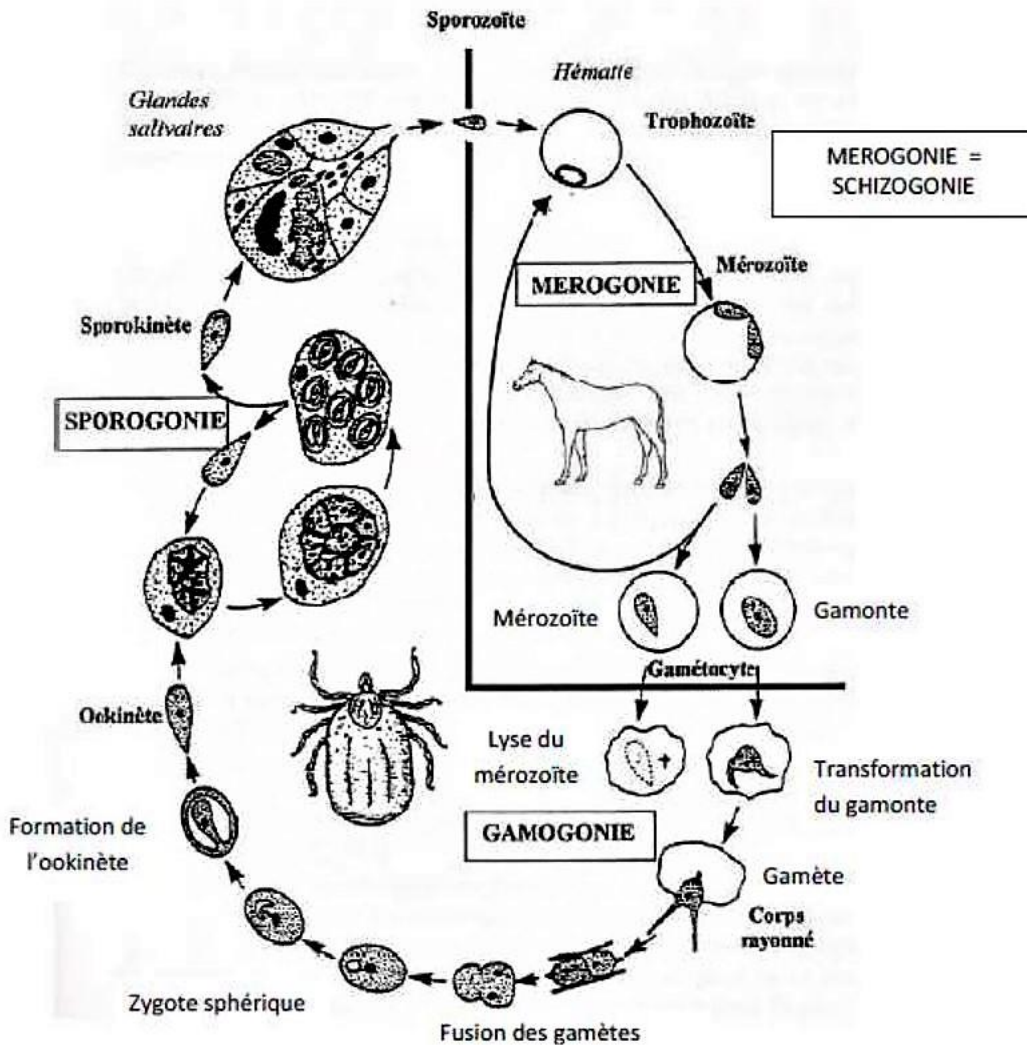


Figure 43 : Cycle biologique de *Babesia caballi* [69]

#### i Chez l'hôte intermédiaire, l'équidé

De la même manière que pour *T. equi* et les autres piroplasmes, la mérogonie a lieu chez l'hôte vertébré, ici un équidé. A l'occasion d'un repas de sang, les sporozoïtes présents dans la salive sont injectés dans une poche de cytolysé créée par la tique sous la peau de l'hôte et infectent les érythrocytes dans la circulation sanguine. Les sporozoïtes se développent ensuite dans les globules rouges pour donner place à des trophozoïtes. Ceux-ci continuent de se développer puis se clivent pour donner deux mérozoïtes par trophozoïte. Cette forme de piroplasma est alors capable d'infecter de nouveaux érythrocytes et de recommencer un processus de division. La parasitémie maximale à *B. caballi* reportée est de 10% mais n'excède généralement pas les 1%. Suite à une infection, les chevaux restent porteurs pendant 1 à 4 ans [55], [60], [70].

## ii Chez l'hôte définitif, la tique dure

Lors d'un nouveau repas de sang, la tique, hôte définitif, ingère les érythrocytes parasités et les digère. Les mérozoïtes sont détruits dans le tube digestif de la tique mais les gamétocytes persistent et évoluent en gamètes. S'ensuit la phase de reproduction sexuée, la gamogonie, où les gamètes fusionnent pour produire un zygote mobile qui évolue en kinètes. Ces kinètes se disséminent ensuite via l'hémolymphe dans de nombreux organes dont les ovaires et les ovocytes. Ici, une multiplication permet la production de nombreux sporokinètes qui resteront en état de quiescence ou continueront leur reproduction en envahissant d'autres cellules.

Les kinètes contenus dans les ovocytes permettront une transmission aux générations de tiques suivantes par voie transovarienne. Les sporokinètes présents dans les glandes salivaires quant à eux évolueront en sporozoïtes et seront transmis à un équidé lors d'un nouveau repas de sang [70], [71].

### III.A.2.b Morphologie

*Babesia caballi*, mesurant de 2 à 5 µm de longueur et de 1,3 à 3 µm de diamètre (contre 1,0 à 2,5 µm chez les petites *Babesia* comme *Babesia bovis*), est considérée comme une grande *Babesia*. En fonction du stade du cycle (cf. Figure 44), plusieurs formes peuvent être observées au microscope optique sur un frottis sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa [73] :

- La forme bigéminée (A), représentant deux éléments piriformes unis par leur extrémité, correspond aux mérozoïtes ayant réalisé leur fission binaire, à la fin de la mérogonie. Cette forme, très caractéristique de *B. caballi*, permet le diagnostic sur frottis sanguin.
- La forme sphérique (B) ou pléomorphique (C) correspond aux trophozoïtes.
- La forme en division cellulaire (D) correspond aux mérozoïtes en début de fission binaire.

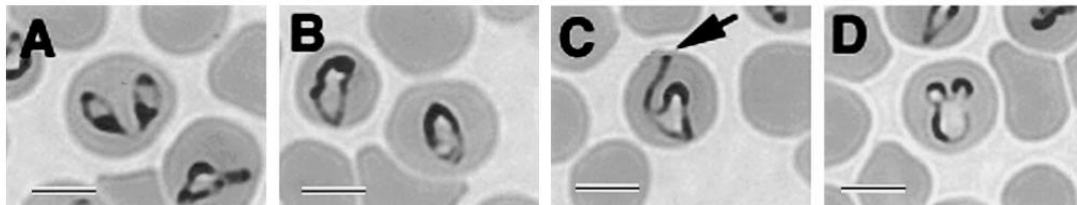


Figure 44 : Différentes formes de *Babesia caballi* intra-érythrocytaires sur un frottis sanguin d'équidé en microscopie optique (x2000) après coloration au May-Grünwald-Giemsa [73]

A : forme bigéminée ; B : forme sphérique ; C : forme pléomorphique ; D : forme en début de division cellulaire

### III.A.3 *Theileria equi*

#### III.A.3.a Particularités du cycle biologique

Le cycle de *T. equi* possède lui aussi ses particularités (cf. Figure 45), que nous allons développer ici.

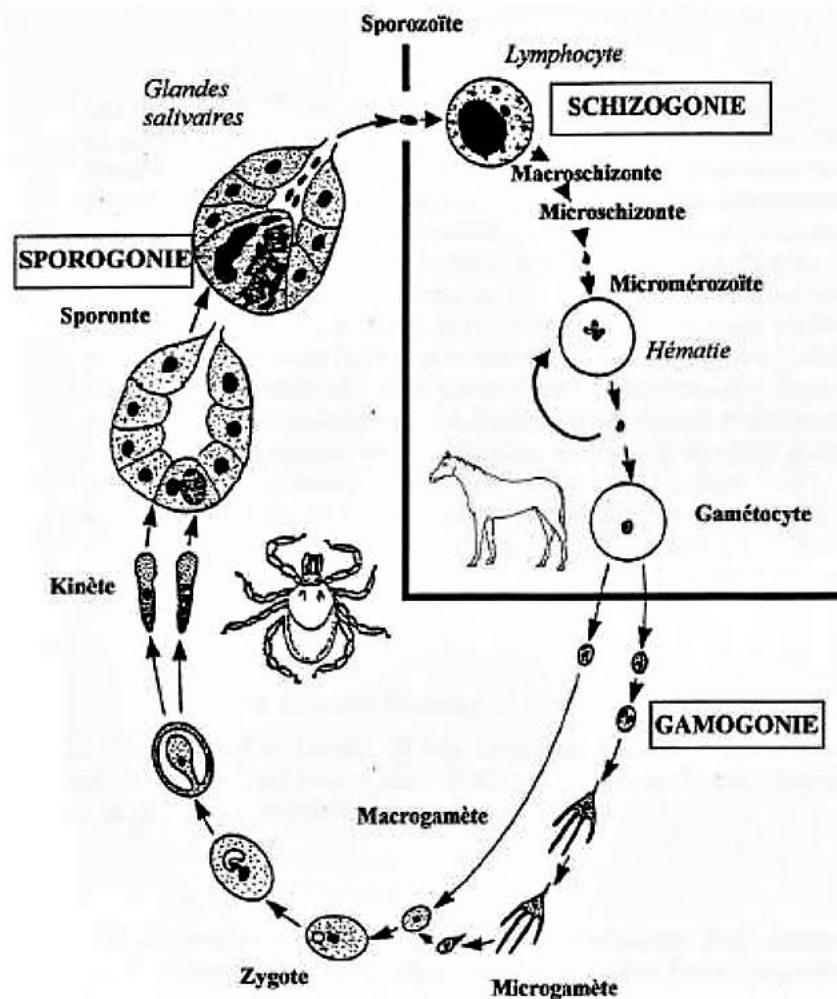


Figure 45 : Cycle biologique de *Theileria equi* [69]

### i Chez l'hôte intermédiaire, l'équidé

Pendant la phase de mérogonie (ou schizogonie), les sporozoïtes présents dans la salive et injectés à l'équidé par la salive pénètrent ensuite dans les lymphocytes du sang périphérique. D'après une étude menée par Ramsay en 2013 sur des chevaux immunodéprimés, les monocytes et les macrophages pourraient également être infectés *in vitro* et permettent la poursuite du cycle parasite. Après une phase de développement permettant le passage aux trophozoïtes, aux schizontes puis aux microzoïtes dans les lymphocytes, une phase de multiplication asexuée permet la production de 200 mérozoïtes par cellule infectée. Les mérozoïtes, formes infectantes des érythrocytes, pénètrent dans ces derniers. Il est estimé que 80% de la population érythrocytaire peut être infectée. Ici, ils se divisent en quatre pour former une « croix de Malte », forme caractéristique de *T. equi*. Après rupture des globules rouges, les mérozoïtes pénètrent dans de nouveaux érythrocytes et réalisent de nouvelles phases de reproduction asexuée [62], [71], [74].

La parasitémie maximale à *T. equi* reportée est de 95%, mais même si elle reste bien supérieure à celle de *B. caballi*, elle n'excède généralement pas les 7%. Suite à une infection, les chevaux restent porteurs à vie [60].



## ii Chez l'hôte définitif, la tique dure

Au cours d'un repas de sang, la tique ingère les globules rouges de l'équidé qui sont ensuite digérés. Les gamétocytes persistent et restent dans l'intestin pendant 48-72h puis grossissent et une reproduction asexuée s'ensuit, produisant des cellules multinucléées, les microgamontes. Elles se divisent ensuite en plusieurs cellules mononucléées, les microgamètes. En parallèle, d'autres gamontes vont évoluer différemment et forment les macrogamontes.

Les macrogamètes et microgamètes vont ensuite se congolmer et fusionner pour donner des zygotes. A l'intérieur de ces zygotes en croissance, des kinètes évoluent pour se retrouver libres dans l'hémolymphe 5 à 7 jours plus tard.

Dans les cellules épithéliales de l'intestin de la tique a lieu la sporogonie 7 à 8 jours après l'infection. Les kinètes pénètrent dans les cellules des glandes salivaires, qui deviennent hypertrophiées. Ces kinètes, devenus sporontes, réalisent une division en sporoblastes autour desquels se forment de nombreux sporozoïtes. Contrairement à *B. caballi*, les kinètes n'envahissent pas d'autres organes que les glandes salivaires, comme les ovaires, ce qui rend impossible toute transmission verticale [62], [71].

### III.A.3.b Morphologie

*Theileria equi*, mesurant environ 2  $\mu\text{m}$ , est considérée comme une petite Babesia. La morphologie de ce piroplasma varie également en fonction des étapes du cycle (cf. Figure 46) [75]:

- La forme ovale correspond aux trophozoïtes.
- La forme en division représente le début de la division du mérozoïte.
- La croix de Malte, forme typique de *T. equi*, correspond à la division du mérozoïte lors de la mérogonie.
- La forme piriforme correspond à la fin de la division avant la rupture de l'érythrocyte.

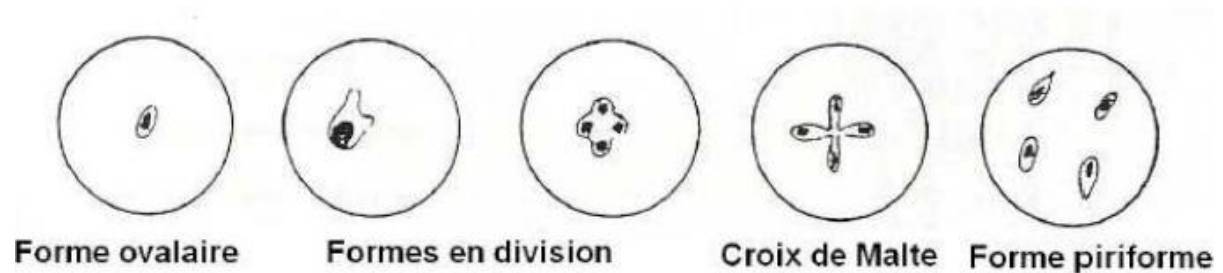


Figure 46 : Différentes formes schématiques de *Theileria equi* intra-érythrocytaires visibles sur un frottis sanguin d'équidé [76]



## III.B Etude clinique de la piroplasmose

### III.B.1 Physiopathologie

Après la contamination par les tiques, l'incubation dure 12 à 19 jours pour *T. equi* et 10 à 30 jours pour *B. caballi*. La fin de cette période se marque par la survenue d'une érythrolyse et d'un pic d'hyperthermie [71].

#### III.B.1.a Mécanismes pathologiques

Le stress oxydatif provoqué par la parasitémie provoque une altération des protéines et des lipides de la membrane érythrocytaire ainsi qu'une augmentation de l'aldéhyde malonique plasmatique, à l'origine d'une peroxydation lipidique. Ces modifications entraînent un désordre biochimique au sein des érythrocytes et provoquent leur hémolyse intravasculaire. Aussi, la présence d'une hypophosphatémie, rapportée lors de piroplasmose, ainsi que la diminution de la réserve d'ATP par inhibition du métabolisme glycéraldéhyde-3-phosphate aggravent ce phénomène d'hémolyse intravasculaire. La libération de bilirubine non conjuguée et son accumulation dans les tissus ont pour conséquence l'apparition d'un ictère, parfois marqué sur les cas de piroplasmose aiguë. La libération d'hémoglobine a pour conséquence une hémoglobinurie.

Les modifications de rigidité de la paroi des érythrocytes et ainsi, la diminution de leur capacité de déformation, entraînent des stases sanguines dans la microvascularisation. Aussi, les parasites intra-érythrocytaires produisent des protéines exportées à la surface des cellules, induisant leur agglutination. La formation de thrombi associés à une thrombocytopenie peut entraîner des vascularites et dans les cas plus graves une coagulation intravasculaire disséminée (CIVD).

La bilirubine et l'hémoglobine libérées dans le sang lors de l'hémolyse sont ensuite éliminées par le système rénal, provoquant une hémoglobinurie et une pigmenturie, pouvant mener à une néphropathie pigmentaire par accumulation dans les néphrocytes. L'action toxique des pigments de bilirubine sur les hépatocytes peut également engendrer une surcharge hépatique. Une hypotension rénale ainsi qu'une baisse du débit de filtration glomérulaire, causées par les anomalies circulatoires, renforcent la défaillance rénale.

Tout l'organisme peut ensuite être lésé par ces défaillances multiples, menant ensuite à divers troubles (neurologiques, digestifs, hépatiques, pulmonaires, cardiaques) [71], [77].

#### III.B.1.b Mécanismes immunitaires

L'immunité mise en place contre *T. equi* est durable. En revanche, celle contre *B. caballi* est de courte durée. La présence du parasite stimule cette immunité mais après traitement, celle-ci disparaît très rapidement. Aucune immunité croisée n'est présente entre *T. equi* et *B. caballi*, ce qui rend possible l'infection par les deux protozoaires simultanément.

L'immunité innée, permettant la défense immédiate, assure un rôle essentiel dans la protection de l'organisme face à une infection de piroplasmose. Elle fait intervenir de nombreux mécanismes, qui ne sont pas tous élucidés aujourd'hui. La rate, du fait de sa capacité à produire des macrophages capables d'éliminer les érythrocytes infectés dans la circulation sanguine, joue un rôle fondamental de filtre. En effet, des études ont mis en évidence que des chevaux ayant subi une splénectomie présentent une parasitémie sévère et succombent. Aussi, les études de Knowles *et al.* ont mis en évidence l'insuffisance de l'immunité innée seule en exposant à *T. equi* des poulains déficients en lymphocyte T et B mais possédant une immunité innée compétente et une rate saine. Ces derniers

n'ont pas réussi à contrôler l'infection avec leur seule immunité innée. L'intervention de l'immunité adaptative est donc nécessaire au contrôle de l'infection par les piroplasmes [78].

#### i Immunité à médiation humorale

Lors d'une infection à *T. equi*, deux antigènes à la surface des mérozoïtes sont majoritairement reconnus, EMA-1 et EMA-2 permettant la production d'anticorps spécifiques 7 à 11 jours après, de type IgG1, IgG4 et IgG7 en phase aiguë. Ce taux d'anticorps continue d'augmenter pour atteindre un pic de production entre le 30<sup>ème</sup> et le 45<sup>ème</sup> jour puis diminue en phase chronique pour conserver un taux d'anticorps faible, de type IgG3 et IgG5, tant que l'équidé reste porteur du piroplasma [79].

Pour *B. caballi* le mécanisme de la réponse immunitaire à médiation humorale est bien moins connu, mais il est bien présent puisqu'une persistance des anticorps maternels jusqu'à 5 mois après la prise colostrale a été observée chez le poulain [71].

#### ii Immunité cellulaire

Si la fonction de cette immunité pour la piroplasmose n'est pas encore totalement comprise, des études ont démontré pour *T. equi* la prolifération des lymphocytes du sang périphérique en présence de cellules stimulatrices ainsi que le rôle inhibiteur des lymphocytes d'un équidé immunisé sur la croissance de lymphoblastes contenant des schizontes in vitro [70]. Aussi, les études de Knowles *et al.* sur les poulains déficients en lymphocytes T et B montrent le rôle des lymphocytes pour obtenir une immunité compétente [78].

Pour *B. caballi*, cette immunité semble jouer un rôle important. Expérimentalement, suite à une infection par *B. caballi*, un renforcement de la réponse immunitaire et une neutralisation des parasites ont été mis en évidence grâce à la production en grande quantité de NO, de facteur de nécrose tumorale alpha (TNF-alpha) et d'autres cytokines [80].

### III.B.1.c Facteurs de risque

#### i Facteurs intrinsèques

Plusieurs facteurs intrinsèques ont été identifiés comme pouvant influencer la prévalence de la piroplasmose dans les populations d'équidés. Une différence significative a ainsi pu être mise en évidence en fonction de l'espèce, puisqu'il a été montré que *T. equi* infecte plus facilement les chevaux et les mules tandis que *B. caballi* est retrouvé plus facilement chez les ânes. Aussi, le risque d'infection mixte était 40% plus élevé chez les mules que chez les chevaux [81], [82].

Une différence de prévalence en fonction du sexe a aussi été mise en évidence pour les infections aux protozoaires (toxoplasmose, leishmaniose), basée sur les variations hormonales. En revanche, les résultats des différentes études divergent sur ce point, rendant une déduction compliquée [70].

Pour ce qui est de l'âge des individus, une augmentation de la prévalence de *T. equi* avec l'âge est rapportée, contrairement à *B. caballi* pour qui la prévalence diminue, probablement du fait d'une augmentation du système immunitaire contre *B. caballi* permettant l'élimination du parasite. Enfin, il semble également que la race puisse influencer la prévalence mais les données sont encore faibles à ce sujet [70], [81], [82].

## ii Facteurs extrinsèques

Tous les éléments favorisant l'infestation par les tiques vectrices sont des facteurs favorisant l'infection. En effet, la présence des tiques est influencée par de nombreux critères environnementaux et climatiques évoqués plus tôt, comme les conditions de pâturage, l'hygrométrie, la température, l'altitude, etc.

### III.B.2 Signes cliniques

La piroplasmose équine peut se manifester sous différentes formes.

#### III.B.2.a Forme clinique suraiguë

Cette forme d'expression clinique de la piroplasmose est rare mais son évolution est très rapide et dans la majorité des cas fatale. Celle-ci intervient principalement lors d'une exposition à *T. equi*, sur des individus adultes naïfs mis en contact avec un piroplasma ou encore sur un adulte infecté à la suite d'un exercice intense. Elle se rapproche parfois d'une forme aiguë d'évolution beaucoup plus rapide : abattement, ictère, fièvre (> 40°C), jusqu'à la mort brutale. Chez le poulain, un abattement et une diminution de la tétée peuvent être observés avant le décès [83], [84].

#### III.B.2.b Forme clinique aiguë

Cette expression se caractérise par des signes non spécifiques comme de la fièvre (> 40°C), de l'anorexie, un décubitus fréquent, de la déshydratation, un œdème des membres et supra-orbitaire, une tachycardie, une tachypnée et une transpiration marquée. Des pétéchies peuvent également être observées. Dans les cas d'infection à *B. caballi*, un dysfonctionnement de nombreux organes est également provoqué par l'obstruction des capillaires ou des petits vaisseaux par les érythrocytes parasités. Les signes cliniques varient ainsi en fonction des organes touchés. Lors d'infection à *T. equi*, l'envahissement conséquent des érythrocytes et l'hémolyse qui s'ensuit provoquent une anémie marquée [77].

La maladie évolue en 2 à 6 jours pour *B. caballi* et en 8 à 10 jours pour *T. equi* vers la mort (30 à 50% pour *T. equi*) ou le passage à une forme chronique. Le pronostic vital des poulains présentant une forme aiguë est bien évidemment très fortement engagé.

#### III.B.2.c Forme clinique chronique

Les signes cliniques non spécifiques sont toujours les mêmes que dans les formes aiguës, mais avec une moindre gravité. Les chevaux présentent des contreperformances, une légère anorexie, une anémie normochrome normocytaire, un œdème des membres et une fatigabilité. Leurs muqueuses peuvent être ictériques ou présenter des pétéchies occasionnellement. Une atteinte digestive peut être observée comme une constipation suivie de colique. Une couleur des urines jaune foncé à brun ou rouge en fonction du degré d'hémoglobinurie peut aussi être rapportée [77].

### III.B.2.d Forme inapparente

Si les formes cliniques peuvent être parfois sévères, de nombreux équidés peuvent présenter des formes inapparentes malgré la présence de parasites, à un taux faible, dans leurs érythrocytes. Il s'agit des individus que l'on qualifie de « porteurs sains ». Des études ont d'ailleurs montré que le taux de porteurs sains dans une population d'équidés porteurs de la piroplasmose représentait jusqu'à 65% de la population analysée [84].

En revanche, si ces équidés ne sont pas symptomatiques dans l'immédiat, ils peuvent développer une forme clinique à l'occasion d'un stress ou d'un effort intense. Aussi, ces animaux représentent un risque non négligeable, puisqu'ils agissent comme un réservoir de parasites et sont ainsi capables de disséminer la maladie s'ils sont au contact de tiques vectrices. C'est pourquoi certains pays, comme le Canada, le Japon ou les Etats-Unis, indemnes de piroplasmose, exigent la présentation d'un test sérologique négatif avant toute importation d'un équidé sur leur territoire.

### III.B.2.e Complications

La pathogénie et les troubles provoqués peuvent avoir des répercussions à plus ou moins long terme. Comme nous l'avons vu plus tôt, l'accumulation de pigments de bilirubine, dans le foie et dans les reins, peut entraîner des répercussions graves. Aussi, dans les cas d'infection à *B. caballi*, un dysfonctionnement de nombreux organes est provoqué par l'obstruction des capillaires ou des petits vaisseaux par les érythrocytes parasités. Les signes cliniques varient ainsi en fonction des organes et systèmes atteints et la liste des complications n'est pas exhaustive [85] :

- Système rénal : insuffisance rénale
- Système digestif : colique, constipation, diarrhée, entérite
- Système respiratoire : pneumonie, œdème pulmonaire
- Système hépatique : insuffisance hépatique
- Système reproducteur : infertilité transitoire ou définitive chez les étalons, avortement
- Système nerveux : ataxie, crises épileptiformes
- Système locomoteur : fourbure

### III.B.2.f Diagnostic différentiel

La non spécificité du tableau clinique impose au vétérinaire d'inclure l'hypothèse de piroplasmose au sein d'un diagnostic différentiel (cf. Tableau V) relativement large dans lequel nous pourrions citer plusieurs maladies [46], [60]. Celles-ci sont des maladies que l'on nomme « piro-like » à cause de la présence de symptômes frustes, comme une fièvre isolée :

- L'anémie infectieuse équine (AIE),
- La peste équine,
- La leptospirose,
- L'artérite virale équine (AVE),
- L'anaplasmose granulocytaire équine,

- La Borréliose ou maladie de Lyme,
- L'isoérythrolyse néonatale pour les poulains [77].

Tableau V : Diagnostic différentiel de la piroplasmose équine [60]

	Piroplasmose	Lyme	Leptospirose	Anaplasmose	AIE	AVE
Syndrome fébrile	X	X	X	X	X	X
Amaigrissement	X	X			X	
Œdèmes	X			X	X	X
Ictère	X			X	X	
Pétéchies	X			X	X	
Uvéite		X	X			
Signes neurologiques	X	X		X	X	
Avortement / Mortalité périnatale	X	X	X			X
Raideurs	X	X		X		
Autres		Boiterie Fourbure		Orchite Arythmie cardiaque		Jetage Larmolement

### III.B.3 Diagnostic de laboratoire

#### III.B.3.a Observation de l'agent pathogène au microscope sur frottis sanguins

La lecture du frottis se fait sur lame colorée au May-Grünwald-Giemsa à l'aide d'un microscope optique. Cette technique ne nécessitant pas beaucoup de matériel se réalise facilement sur le terrain. De plus, elle permet de différencier les deux types de piroplasmes par leur aspect. En revanche, le taux de parasites intra-érythrocytaires peut être faible, même dans les cas les plus aigus. C'est pourquoi un examen minutieux de la lame de frottis sanguins est capital.

*Theileria equi*, sous la forme trophozoïte, se présente comme un organisme ovale mesurant environ 3 µm de diamètre. Sous la forme mérozoïte, la visualisation de 4 éléments de 1,5 µm formant une « croix de Malte » est typique de cette espèce (cf. Figure 47). *Babesia caballi*, sous la forme trophozoïte, se présente en forme d'anneau plus ou moins rond, et en paire de poires de 2 à 5 µm de longueur sous la forme mérozoïte (cf. Figure 48).

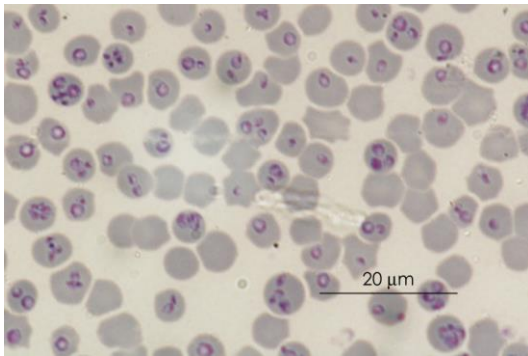


Figure 47 : Frottis sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa avec présence de *Theileria equi* [65]

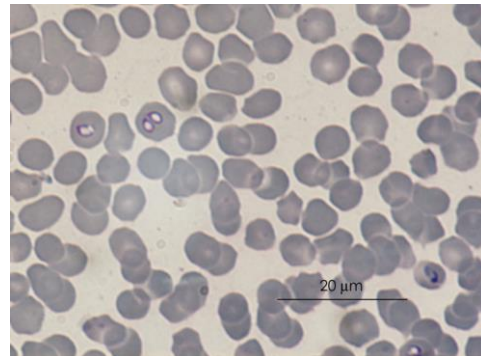


Figure 48 : Frottis sanguin coloré au May-Grünwald-Giemsa avec présence de *Babesia caballi* [65]

### III.B.3.b Méthodes sérologiques

La mise en évidence des parasites intra-érythrocytaires restant compliquée à réaliser à grande échelle, la réalisation de tests sérologiques est recommandée comme méthode de choix pour les animaux destinés à l'exportation dans un pays où la maladie n'est pas présente mais où le vecteur l'est. Trois tests sérologiques peuvent être utilisés afin de mettre en évidence la présence d'anticorps attestant d'une présence actuelle ou ancienne d'un contact avec le parasite : la fixation du complément, l'immunofluorescence indirecte et la méthode immuno-enzymatique (ELISA) [65], [86].

#### i Fixation du complément

Cette technique repose sur la mise en évidence ou non des anticorps présents dans le sérum préalablement décomplémenté, en les mettant en contact avec des antigènes ajoutés au mélange. Les anticorps, s'ils sont présents, se fixent aux antigènes du milieu. Un milieu complémenté est ensuite ajouté et le complément se fixe au fragment C des immunoglobulines si elles sont présentes. Enfin, un système hémolytique constitué de globules rouges auxquels sont fixés des anticorps anti-érythrocytes est ajouté au milieu. Si le système du complément n'a pas été fixé (en cas d'absence d'anticorps spécifique de l'antigène dans le cas d'un sérum négatif), celui-ci se fixe alors aux anticorps anti-érythrocytes et induit la lyse des globules rouges. Ainsi, un tube hémolysé sera interprété comme négatif (absence d'anticorps spécifique de l'antigène dans le sérum test) tandis qu'un tube non hémolysé sera positif (fixation du complément sur les anticorps spécifiques de l'antigène) [70].

Ce test est peu sensible puisque le taux de faux négatifs est élevé, notamment pour les cas chroniques. Malgré sa bonne spécificité, des réactions croisées entre *T. equi* et *B. caballi* sont observées. De plus, l'utilisation des différents produits est coûteuse. C'est pour ces raisons que cette technique n'est plus considérée comme la méthode de dépistage sérologique officielle des piroplasmose par l'OIE dans le cadre d'exportation [65].

#### ii Immunofluorescence indirecte (IFI)

L'immunofluorescence indirecte repose sur la reconnaissance des anticorps anti-piroplasmose recherchés, préalablement liés avec les antigènes spécifiques fixés sur une lame, par des anticorps secondaires (conjugués) marqués par un fluorochrome. Cette technique permet de rendre visible les complexes immuns en microscopie UV. Un sérum est considéré comme positif si une fluorescence est

objectivée à une dilution de 1:80 et plus.

Cette technique offre une meilleure sensibilité mais la standardisation est délicate car le taux de fluorescence permettant d'affirmer la positivité ou la négativité d'un échantillon est dépendant de l'appréciation du technicien. De même, elle ne permet pas de tester plusieurs échantillons à la fois et rend donc son utilisation impossible à grande échelle. La présence d'anticorps peut être détectée 3 à 20 jours après l'infection [65].

### iii ELISA par compétition (cELISA)

Le sérum à tester est mis en contact avec des antigènes recombinants spécifiques (EMA-1 ou EMA-2 pour *T. equi* et Bc48 pour *B. caballi*), fixés sur un support. Si des anticorps spécifiques de ces antigènes recombinants sont présents, ils se fixent dessus. De nouveaux anticorps, spécifiques des antigènes et marqués par une enzyme sont ajoutés au mélange et se fixent à leur tour sur les antigènes si ceux-ci sont libres. Après rinçage pour éliminer l'excès d'anticorps marqués non fixés, un substrat qui se colore en présence de l'enzyme est ajouté. Plus la coloration du mélange est importante, plus les anticorps marqués se sont fixés et donc moins la concentration d'anticorps spécifiques des piroplasmose dans le sérum était importante [65], [86].

Cette technique présente une meilleure sensibilité que l'IFI et la fixation du complément. La détection a lieu 21 jours après l'infection par *T. equi* et le test se négativise 6 à 7 mois après élimination de l'élément pathogène [65].

### III.B.3.c Méthode moléculaire : réaction de polymérisation en chaîne (PCR)

Le principe de la PCR repose sur l'amplification enzymatique puis la détection d'un fragment d'ADN d'intérêt au sein du génome de l'agent pathogène. Cette méthode est la plus sensible, pouvant mettre en évidence une parasitémie jusqu'à 0,000006%, et donc la meilleure pour diagnostiquer une piroplasmose chronique. De plus, même si des variations génétiques existent entre les différentes souches de *T. equi*, l'utilisation de zones d'ADN conservées permet de détecter tous les variants génétiques [70], [87], [88].

### III.B.4 Traitement

L'élimination des piroplasmose n'a pas d'intérêt majeur dans les régions endémiques car le portage asymptomatique confère une immunité à vie. En revanche, dans les pays non endémiques, l'élimination totale des agents pathogènes est souhaitable afin de ne pas conserver d'individus réservoirs à l'origine de la dissémination de la maladie et ainsi diminuer les signes cliniques et réduire le taux de létalité des individus malades. Les infections à *T. equi* semblent cependant plus difficiles à traiter que celle à *B. caballi*, qui disparaissent d'ailleurs d'elles-mêmes avec le temps [70], [88].

#### III.B.4.a Imidocarbe

##### i Présentation

L'imidocarbe, dérivé de la carbanilide appartenant à la famille des diamidines aromatiques, est une molécule aussi bien babésicide qu'anaplasmicide. Sous forme de dipropionate d'imidocarbe, elle

est commercialisée aujourd'hui sous le nom de CARBESIA® [89]. Ce médicament se présente sous la forme d'une solution injectable en flacon. Destiné au traitement des babésioses bovine et canine et de l'anaplasmose bovine, il ne possède pas d'AMM pour les équidés, mais peut être utilisé dans le cadre de la cascade thérapeutique contre les piroplasmes équins. Son spectre d'activité étant large, il est également dirigé contre *Ehrlichia* sp., *Hepatozoon canis*, *Cytauxzoon felis*, ou encore *Mycoplasma haemofelis* et *Mycoplasma haemominutum* [90].

## ii Posologie

Comme évoqué plus tôt, l'infection à *T. equi* est plus difficile à éliminer que celle à *B. caballi*. C'est pourquoi la posologie recommandée aujourd'hui pour une infection à *T. equi* est 4 injections à 72h d'intervalle à la dose de 4 mg/kg en injection intra-musculaire profonde. En revanche, d'après une étude réalisée en 2013 [91], cette posologie ne permet l'élimination du parasite que dans 5 cas sur 6. Pour les infections à *B. caballi*, la posologie recommandée est 2 injections à 24 heures d'intervalle à la dose de 2 mg/kg en injection intramusculaire profonde.

## iii Pharmacodynamie

Le mécanisme pharmacodynamique de l'imidocarbe est mal connu encore aujourd'hui. Par le biais de transporteurs protéiques de bases puriques, la molécule pénètre activement dans le parasite. Il agirait ensuite comme inhibiteur des topo-isomérases de type II et bloquerait ainsi la réplication de l'ADN, conduisant à la mort des protozoaires sensibles. Il est également supposé que l'imidocarbe interfère avec la synthèse des polyamines du parasite [89].

## iv Pharmacocinétique

Après injection d'imidocarbe, une résorption intramusculaire rapide et complète a lieu dans les 10 minutes suivantes. La concentration plasmatique atteint son pic entre 30 min et 4h et diminue ensuite rapidement lors de la phase de distribution, puis lentement lors de la phase d'élimination (cf. Figure 49) [90], [92].

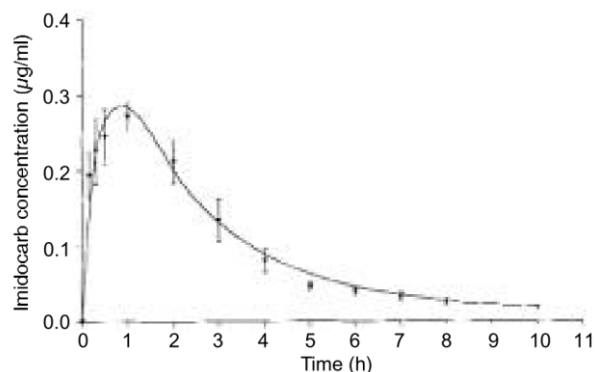


Figure 49 : Concentration plasmatique de l'imidocarbe en fonction du temps après injection intramusculaire (2,4 mg/kg) [92]



Le dipropionate d'imidocarbe subit peu de transformations hépatiques et est principalement éliminé dans les urines, 3 à 36 heures après l'injection, à une concentration similaire à celle du pic plasmatique. La concentration fécale maximale est quant à elle atteinte 48 heures après l'administration mais reste détectable jusqu'à 10 jours après. La molécule est également détectable dans le lait de jument 2 heures après l'administration [90], [92].

## v Effets secondaires

Les effets indésirables du piroplasmicide sont dus à son action anticholinestérasique provoquant une augmentation de l'acétylcholine et ainsi un syndrome parasympathomimétique. Si ces effets peuvent être importants, ils le sont d'autant plus chez les ânes, plus sensibles, qui présentent plus fréquemment des complications. Ces troubles peuvent être généraux (hyperthermie, sudation, prostration), mais aussi digestifs (coliques, hypersalivation, diarrhée) ou neuro-musculaires (tremblements, convulsions) [89].

L'apparition de colique peut être évitée en ajoutant un spasmolytique lors du protocole thérapeutique. Chez des animaux très sensibles ou lors de surdosage, ces complications peuvent mener à des lésions graves, comme une nécrose hépatique péri-portale aiguë ou une nécrose tubulaire corticale rénale, pouvant aller jusqu'à la mort de l'individu [77]. C'est pourquoi l'imidocarbe doit être utilisé avec précautions.

### III.B.4.b Autres traitements

Différentes molécules peuvent être citées comme des substances colorantes utilisées historiquement (bleu trypan, euflavine) mais dont l'usage fut arrêté pour leurs résistances, des dérivés de la naphthaline ou les dérivés de l'artémisinine, pour lesquels l'efficacité restait mitigée et les tétracyclines pour lesquelles l'efficacité n'est pas complète [70].

### III.B.5 Prophylaxie

Aujourd'hui, plusieurs études ont essayé de mettre en place un vaccin afin d'induire une immunité protectrice mais aucune ne s'est révélée efficace pour prévenir totalement l'infection à *T. equi* et *B. caballi*. Le contrôle de la piroplasmose équine repose donc sur la prise en charge thérapeutique mais aussi sur le contrôle des mouvements d'équidés et des vecteurs. Cette prévention est irréalisable dans les pays endémiques et, comme évoqué plus tôt, traiter les animaux n'est pas souhaitable car cela imposerait la perte de la protection procurée par l'infection. Pour les pays non endémiques, la gestion est différente et repose surtout sur l'obligation de réaliser un test sérologique lors de l'importation d'un individu provenant de zones endémiques sur ces territoires [88].

Le contrôle des tiques vectrices évoqué plus tôt (cf. I.C) est un engagement très difficile à mettre en place. Dans une moindre mesure, cela peut tout de même permettre, dans les cas d'importation, de minimiser le risque d'introduction de tiques vectrices et/ou infectées et de limiter ainsi la propagation dans les pays indemnes en traitant les individus aux acaricides. En revanche, l'apparition de résistances à ces molécules est un problème non négligeable à prendre au sérieux dans les zones à forte infestation et doit donc motiver une utilisation raisonnée [77].

### III.C La piroplasmose équine en France métropolitaine

#### III.C.1 Évolution de la répartition géographique

En 1924, les études de Loge et Brizard ont permis de mettre en évidence la piroplasmose équine pour la première fois sur le territoire français. Depuis, de nombreuses études se sont intéressées à sa répartition, dont celle réalisée en 1998 par Soule [93], qui a étudié la séroprévalence de 35 000 chevaux sur toute la France en analysant leur sérum par la méthode de fixation du complément. En effet, le Sud-Loire présentait les taux les plus élevés d'infections latentes. *Theileria equi* était représenté en majorité dans le Sud-Ouest et dans la région méditerranéenne, tandis que *B. caballi* était principalement retrouvé au sud de la région Bourgogne-Franche-Comté, à l'ouest de la région Auvergne-Rhône-Alpes et en Occitanie [41], [56], [71].

Une étude réalisée en 2007 par Le Metayer a permis d'analyser l'évolution de la prévalence de la piroplasmose en France entre 1974 et 2005 (cf. Figure 50). Pour *B. caballi*, on y observe une nette tendance à l'augmentation en l'espace de 30 ans. Le nombre de départements présentant plus de 15% des effectifs de chevaux testés positifs a en effet évolué de neuf départements entre 1974 et 1989 à plus d'un tiers des départements entre 1997 et 2005, principalement dans le Sud de la France. L'évolution semble même avancer vers le Nord. Pour *T. equi*, les observations sont similaires (cf. Figure 51), avec huit départements ayant un taux de séroprévalence >15% entre 1974 et 1989, augmentant à plus de la moitié du territoire entre 1997 et 2005 [56].

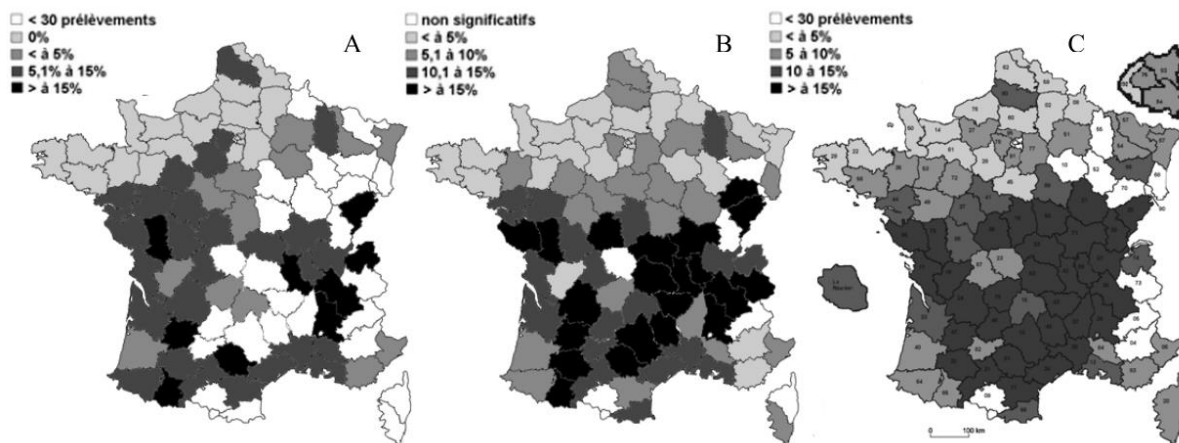


Figure 50 : Evolution de la répartition géographique de la séroprévalence de *Babesia caballi* de 1974 à 2005 [56]

A : de 1974 à 1989 ; B : de 1981 à 1996 ; C : de 1997 à 2005

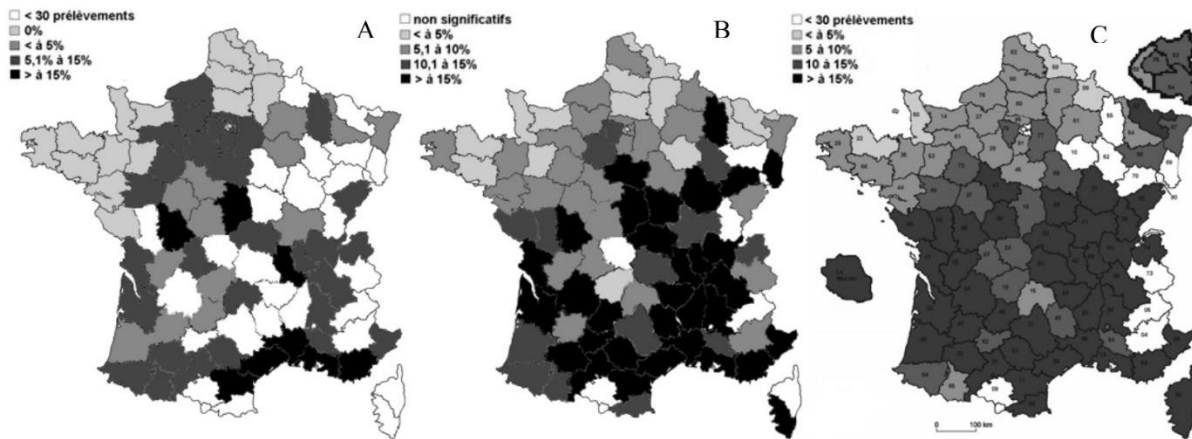


Figure 51 : Evolution de la répartition géographique de la séroprévalence de *Theileria equi* de 1974 à 2005 [56]  
 A : de 1974 à 1989 ; B : de 1981 à 1996 ; C : de 1997 à 2005

Si l'évolution de la localisation des piroplasmes équins entre 1974 et 2005 nous montre une intensification dans le sud et une montée vers le nord, depuis 2005, plus aucune donnée ne nous permet de connaître leur répartition géographique actuelle.

### III.C.2 Évolution de la séroprévalence des deux piroplasmes

Une étude récente, réalisée par Nadal en 2022, reprend les données de Le Metayer (2007), et compare l'évolution de la prévalence totale sur le territoire français entre 1997 et 2003 pour les deux piroplasmes (cf. Figure 52). Si celle-ci a augmenté pour *T. equi*, on observe en contrepartie une diminution de la séropositivité pour *B. caballi*. Globalement, la proportion de chevaux porteurs des anticorps spécifiques d'un des deux piroplasmes sur cette même période reste cependant stable, passant de 18,0% en 1997 à 19,4% en 2003 [94].

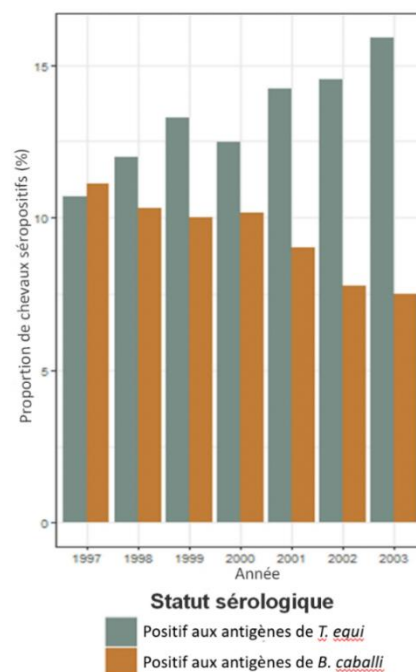


Figure 52 : Évolution du taux de séroprévalence de *Theileria equi* et de *Babesia caballi* chez les chevaux en France entre 1997 et 2003 [94]

### III.C.3 Distribution des vecteurs de piroplasmose

La progression de la distribution des piroplasmes équins vers le Nord de la France, l'intensification de la densité des populations de parasites dans le Sud et l'augmentation de la séroprévalence à *T. equi* comparativement à celle de *B. caballi*, sont probablement à relier directement à des changements dans la répartition de leurs vecteurs respectifs.

En effet, les changements climatiques et environnementaux engendrent une évolution dans la répartition des différents vecteurs et le développement de certaines espèces peu présentes dans le passé sur le territoire français. Les changements dans la répartition géographique des différentes espèces de tiques entraînent logiquement une conséquence directe sur la répartition des maladies qu'elles transmettent, comme la piroplasmose équine. Toutefois, aucune étude ne nous permet de savoir de manière précise quelle est la répartition ni l'importance relative de ces vecteurs aujourd'hui en France : ce constat nous a amené à mettre en place notre propre enquête.

# Deuxième partie : étude des tiques chez les équidés en France métropolitaine

## I. Objectif de l'étude

Le but de cette étude est de réaliser un inventaire des différentes espèces de tiques présentes sur les équidés aujourd'hui en France métropolitaine et de préciser leur répartition géographique. Pour cela, elle s'appuie sur le programme PiroSentinel, un des programmes de sciences participatives du projet PiroGoTick.

PiroGoTick est un projet scientifique national mis en place en 2019 par l'INRAE (UMR BIOEPAR – Equipe TiBoDi à Oniris). Les objectifs de ce projet sont d'identifier les tiques présentes sur les équidés en France, de connaître leur répartition géographique, leur abondance, leur dynamique saisonnière et d'approfondir les connaissances sur la prévalence de la piroplasmose équine et la caractérisation génétique des deux piroplasmes équins. Il regroupe de nombreux programmes dont PiroSentinel (cf. Figure 53). Les différents programmes et objectifs sont expliqués sur le site internet du projet (<https://www6.inrae.fr/pirogotick>).

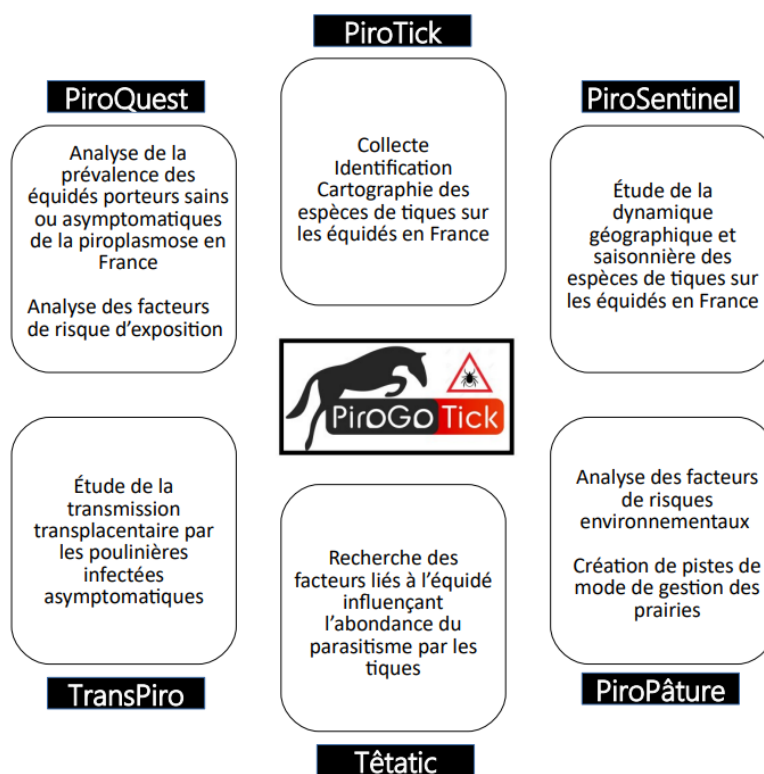


Figure 53 : PiroGoTick et ses différents programmes de sciences participatives

Les objectifs du programme PiroSentinel sont d'identifier les espèces de tiques présentes sur les équidés en France métropolitaine pour en réaliser un inventaire précis, caractériser leur répartition géographique, leur abondance relative et leur dynamique saisonnière. Seul le recours à la science participative permet d'atteindre ces objectifs à l'échelle nationale. Il s'agit d'un suivi de 2 à 3 ans sur la base du volontariat dans lequel les participants, répartis sur l'ensemble du territoire métropolitain français, inspectent chaque semaine leurs équidés, collectent les tiques retrouvées et les retournent au laboratoire pour identification et analyse.

## II. Matériels et méthodes

### II.A Mise en place du réseau de sentinelles

#### II.A.1 Communication du projet au grand public

Le projet PiroSentinel a été soumis au grand public à partir de juin 2020 via des journaux, les partenaires du projet (RESPE, FNC) ou les réseaux sociaux (page Facebook), en précisant les objectifs et les engagements de ce programme de science participative (cf. Annexe 1). Les candidats devaient être capables de s'engager sur une durée de deux ans, de collecter de manière quotidienne à hebdomadaire les tiques observées sur leurs équidés, d'enregistrer manuellement leurs collectes et de les envoyer ensuite au laboratoire. Ils devaient aussi répondre à plusieurs critères :

- Posséder au minimum un équidé.
- Les équidés ne devaient pas se déplacer régulièrement et aucune vente ni cession n'étaient prévue avant 2 ans.
- Les équidés vivaient majoritairement en extérieur, au pâturage, même en hiver.
- Des tiques devaient déjà avoir été observées sur les équidés, même en faibles quantités.
- Une inspection complète devait être réalisée au moins une fois par semaine sur les équidés.

Les candidats ont également été informés de la possibilité de réaliser une prise de sang, à l'occasion d'un rendez-vous vétérinaire de routine, sur les équidés participant au programme.

#### II.A.2 Sélection des sentinelles

Les candidats intéressés pour participer à ce programme ont pu témoigner de leur motivation en contactant le porteur du projet par mail (pirogotick@inrae.fr) et en remplissant une fiche de candidature (cf. Annexe 2), qui a ensuite été transmise par mail ou par courrier. Le contenu très détaillé de cette fiche sur les équidés et leur environnement a ensuite permis d'intégrer au projet les sentinelles remplissant les conditions requises. Une conversation téléphonique individuelle, d'une durée de 15 à 30 minutes, a ensuite été réalisée pour chacun des candidats afin de leur expliquer le déroulement du projet et de répondre à leurs questions. Un numéro de sentinelle (PS-XXX) a ensuite été attribué à chaque participant en fonction de leur ordre d'arrivée dans le programme, ce numéro correspondant à un groupe d'équidés sur un lieu précis. Celui-ci a été distribué de manière anonyme afin de respecter le Règlement Général sur la Protection des Données (RGPD). Une division en lots a parfois été réalisée pour certains candidats, comme les élevages ou les centres équestres, pour lesquels les équidés sont groupés dans des environnements différents et relativement éloignés (PSXXX-A et PSXXX-B).

Le projet a été validé par le CERVO (Comité d'Éthique en Recherche clinique et épidémiologique Vétérinaire d'ONIRIS), sous le numéro de dossier CERVO-2019-1-V, notamment pour l'éventuelle prise de sang réalisée au domicile des participants. Une fiche de consentement éclairé (cf. Annexe 3) a été créée, notifiant les bénéfices et contraintes de l'étude. Celle-ci, sur laquelle ont été reportés les noms et numéros d'identifications SIRE des équidés, a été dûment complétée et signée par les propriétaires et a été remise au porteur du projet.

Aujourd'hui, le programme PiroSentinel compte 434 sites sur toute la France métropolitaine (cf. Figure 54), avec un total de 2182 équidés suivis. Les premiers participants ont débuté leurs collectes le 24 juin 2020 pour une durée de 3 ans, tandis que les derniers participants ont commencé en juin 2021 pour une durée de deux ans. Le programme devrait s'achever en juin 2023. Ainsi, les données collectées et analysées dans cette étude sont encore partielles.

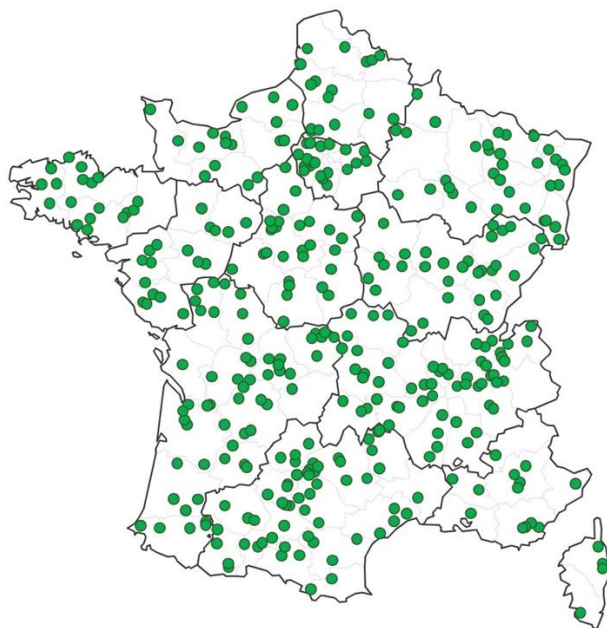


Figure 54 : Répartition géographique des participants du programme PiroSentinel en France métropolitaine

### II.A.3 Envoi du matériel de collecte aux sentinelles

Afin de permettre aux participants de réaliser la récolte et d'assurer la conservation des tiques, un kit de collecte leur a été distribué individuellement. La composition du kit est la suivante (cf. Figure 55) :

- Un récapitulatif du fonctionnement de la collecte et de l'étude.
- Une fiche de suivi permettant de décrire chaque semaine la collecte et de notifier les changements de pâtures, l'absence de collecteur ou la mise en place de traitements (notamment d'antiparasitaires externes).
- En fonction de la taille des récoltes estimées lors de l'entretien téléphonique :
  - Un lot de 4 boîtes préaffranchies, contenant 10 tubes remplis de 2 ml d'alcool à 70% chacun.
  - Une boîte de 50 tubes Eppendorf remplis d'alcool à 70% avec une enveloppe retour préaffranchie.
- Des étiquettes afin d'identifier les tubes.
- Des tire-tiques.

Ainsi, la consigne a été de placer les tiques collectées dans les tubes d'alcool. Chaque tube devait accueillir la collecte de toutes les tiques de l'ensemble des équidés du lot sur une semaine maximum. En cas de collecte très prolifique, plusieurs tubes pouvaient être utilisés pour une même semaine, en l'indiquant sur la fiche de suivi. Une fois la première boîte de tubes remplie (par exemple une boîte de 10 tubes pour 10 semaines de collecte), elle devait nous être retournée pour identification grâce aux enveloppes préaffranchies. Un suivi des réceptions a également été réalisé au laboratoire et des kits de collecte ont été renvoyés régulièrement afin de permettre aux sentinelles d'être toujours capable de stocker et d'envoyer leur récolte.



Figure 55 : Matériel de collecte envoyé aux sentinelles

## II.B Collecte des données

### II.B.1 Identification des tiques collectées

Après réception des collectes de tiques (cf. Figure 56), celles-ci ont été enregistrées et stockées dans une chambre froide. Les tiques ont ensuite été identifiées individuellement à la loupe binoculaire (cf. Figure 57). Les résultats ont été intégrés à un fichier Excel sur lequel ont été référencés le numéro de sentinelle, le nombre de chevaux dans le lot, la semaine de collecte ainsi que pour chaque tique l'espèce, le genre, le sexe et la stase, avec un effectif total pour chaque catégorie de tiques. L'identification des collectes, réalisée à l'aide des clés d'identification de Pérez-Eid et Estrada-Pena *et al.*, a permis l'obtention de données du mois de juin 2020 au mois d'avril 2022 [4], [32].

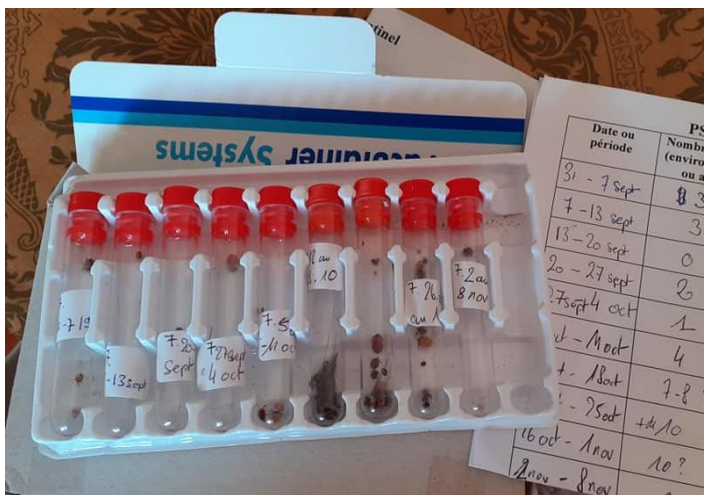


Figure 56 : Exemple d'une récolte de 10 semaines reçue au laboratoire

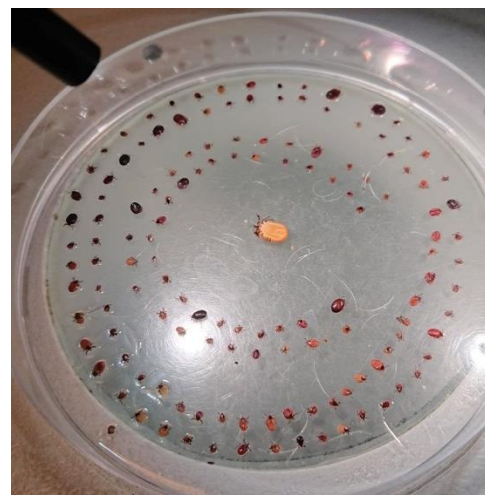


Figure 57 : Identification individuelle à la loupe binoculaire



## II.B.2 Base de données

### II.B.2.a Compilation des tables

Le fichier Excel a ensuite été inséré dans une base de données PostgreSQL®. Une interface utilisateur développée avec les langages de programmation HTML, PHP et Javascript, a permis l'insertion des fichiers et l'interrogation de la base pour calculer la somme des tiques selon les requêtes souhaitées (par exemple par propriétaire ou par espèce), afin de générer des cartes et des graphiques. Cette interface en ligne a été sécurisée afin qu'elle ne soit accessible que depuis le réseau informatique d'Oniris. Le schéma de la base a été constitué de quatre tables :

- Une table comprenant les informations personnelles des sentinelles (numéro, ville, code postal).
- Une table comportant le nombre de tiques identifiées par semaine pour chaque espèce, chaque stase ou sexe. Celle-ci a été incrémentée au fur et à mesure de nos identifications par les fichiers Excel préformatés. Elle a été prévue pour être téléchargeable à tout moment sous format Excel.
- Une table comprenant les géolocalisations de toutes les communes de France, alimentée par le site gouvernemental officiel des adresses (<https://adresse.data.gouv.fr/>).
- Une dernière table, générée par les trois premières, comprenant la géolocalisation des propriétaires.

### II.B.2.b Génération des cartes

Le système des cartes a reposé sur la librairie Javascript HighMap, dans laquelle plusieurs paramètres ont été sélectionnés : la latitude et la longitude des sentinelles (récupérées dans la table de géolocalisation), le numéro des sentinelles et la couleur des points. Pour chaque espèce de tique, un script PHP a comptabilisé le nombre d'individus par propriétaire. Dans le cas d'un comptage supérieur à 0, le point a été défini en rouge, sinon en bleu. Pour les candidats n'ayant pas encore de données, aucun point n'a été affiché.

### II.B.2.c Génération des graphiques

La réalisation en ligne des graphiques s'est appuyée sur la librairie Javascript HighChart, grâce à la table de données initiale. Différents graphiques ont pu ainsi être réalisés en interrogeant la base selon les paramètres souhaités (propriétaire, semaine, espèce...). Le graphique mettant en évidence le nombre de tiques de chaque espèce et de chaque stase par semaine a permis de faire un retour individualisé des identifications aux participants. En effet, afin de récompenser l'investissement des sentinelles et de les motiver, un retour individuel régulier sur les résultats d'identification des collectes a été réalisé via la page internet du projet PiroGotick (cf. Figure 58) [95].

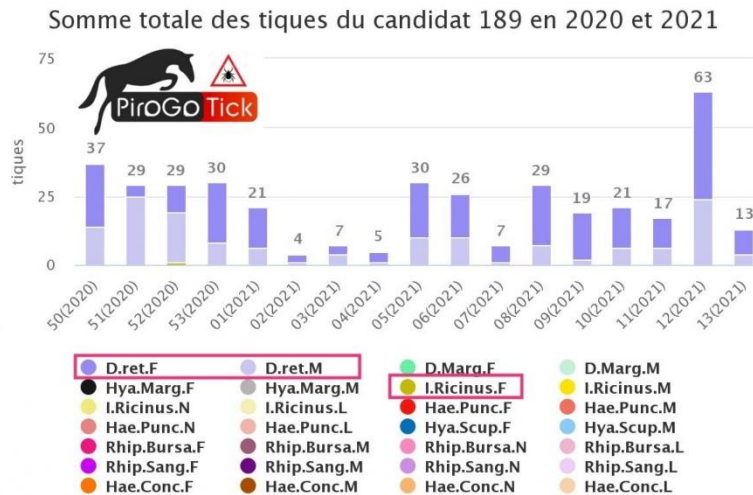


Figure 58 : Retour d'identification du candidat 189

### II.B.3 Analyses statistiques

Deux tests statistiques ont été utilisés :

- Le test de Mann-Whitney, non paramétrique, permettant de statuer sur la différence de distribution entre deux échantillons pour des données quantitatives. Pour cela, une hypothèse  $H_0$ , selon laquelle les échantillons ont la même distribution, est implémentée avec le test « wilcox.test » dans le logiciel R®. Il a été exploité dans l'analyse de la répartition temporelle des données collectées.
- Le test binomial exact, non paramétrique également, permettant de statuer sur la différence entre deux proportions. Pour cela, l'hypothèse  $H_0$  selon laquelle les proportions sont identiques est implémentée avec le test « binom.test » dans le logiciel R®. Il a été exploité dans l'analyse des sex-ratios.

### II.B.4 Observation microscopique

Face à la rareté des images représentant les individus que nous avons observés à la loupe binoculaire, à la contradiction de nombreux auteurs quant aux caractéristiques morphologiques principales de certaines espèces, ainsi qu'à l'incertitude que nous avons rencontrée lors de certaines identifications, la réalisation d'un atlas photographique illustrant les différentes espèces et stases de tiques collectées dans le programme PiroSentinel nous a semblé nécessaire. Le but de cette étude était donc d'offrir une banque de photographies en microscopie numérique mettant en évidence de nombreuses caractéristiques morphologiques, et de confirmer le genre et l'espèce à l'aide d'une confirmation moléculaire sur les individus photographiés.

#### II.B.4.a Préparation des échantillons

Dans le but d'obtenir des images de bonne qualité, nous avons sélectionné des individus bien conservés de chaque espèce et chaque stase. Ceux-ci ont été nettoyés car ils étaient recouverts de sébum et leurs rostrs étaient très souvent cachés par une grande quantité de ciment. Pour cela, les tiques ont été disposées dans de l'eau tiède complétement avec du détergent à vaisselle, puis ont été

frottées à l'aide d'un pinceau. Les restes de ciment ont été enlevés à l'aide d'aiguilles ou de pinces très fines. Elles ont ensuite été rincées à l'eau courante. Enfin, un tri des individus a été réalisé afin d'éliminer ceux ayant été abîmés par le lavage. Ce processus long et minutieux nous a permis d'obtenir des individus adultes très propres. En revanche, les individus immatures étant petits et très fragiles, leur nettoyage n'a pu être que sommaire afin de les préserver intacts.

#### II.B.4.b Microscopie numérique

Afin d'obtenir des images d'une qualité supérieure à celle d'une microscopie optique, avec l'aide du Laboratoire de Thermique et d'Energie de Nantes (Polytech Nantes), un microscope numérique Keyence VHX 7000 (cf. Figure 59) a pu être utilisé. Ce dernier, destiné à l'industrie, possède plusieurs équipements permettant la réalisation aisée de photographies de haute qualité [96] :

- Une console de commande qui permet de gérer l'orientation, les grossissements et la mise au point,
- Une caméra CMOS 4K et une technologie HDR (High Dynamic Range), qui permet l'obtention d'images de haute résolution,
- Un système de balayage vertical permettant l'obtention d'images 3D, mettant en évidence avec une parfaite netteté les différents reliefs des individus.

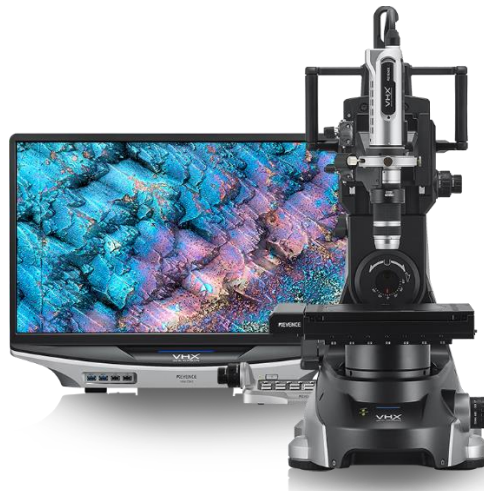


Figure 59 : Keyence VHX 7000 [96]

## II.C Analyse génétique

### II.C.1 Extraction d'ADN génomique

L'identification morphologique a été confirmée par une caractérisation moléculaire des différentes espèces de tiques, réalisée sur plusieurs individus de chaque espèce et chaque stase, dont les individus pris en photographie pour l'atlas. Les tiques adultes conservées dans l'alcool ont été découpées au scalpel et leur contenu récupéré à l'aide de pinces. Pour les nymphes et les larves, les individus ont été écrasés directement dans le tube. Les échantillons ainsi obtenus ont été congelés jusqu'à extraction de l'ADN génomique. Le kit d'extraction Genomic DNA from tissue de Macherey-Nagel (référence RE2959) a été utilisé. Les étapes de cette extraction ont consisté en une pré-lyse avec

180 µL de tampon de lyse T1 et 25 µL de protéinase K pendant environ deux heures à 56°C. L'ADN a ensuite été précipité avec de l'éthanol à 99%. L'ensemble de l'échantillon a été déposé sur une colonne contenant une membrane de silice sur laquelle l'ADN se fixe spécifiquement, puis a été centrifugé (11 000 rpm pendant 1 minute). Le liquide a été éliminé et la membrane a été lavée par centrifugation (11 000 rpm pendant 1 minute), une fois avec du tampon BW et une autre avec le tampon B5, afin d'éliminer les protéines et autres composants moléculaires. L'élution de l'ADN fixé sur la colonne a été obtenue avec le tampon d'élution, qui a permis de décrocher l'ADN de la membrane de silice et de le remettre en solution afin de l'utiliser pour sa quantification. L'extrait a été conservé au réfrigérateur à 4°C pour la suite de la manipulation.

## II.C.2 Sélection des amorces pour l'amplification moléculaire d'une partie du gène *cox1*

Le gène mitochondrial *cox1* (codant la cytochrome c oxydase sous-unité 1) a été choisi pour l'identification moléculaire. Il a été caractérisé pour de nombreuses espèces de tiques connues et permet donc d'avoir des séquences de référence dans les bases de données de NCBI (National Center for Biotechnology Information) ou BOLD (Barcode of Life Data System) sur lesquelles s'appuyer pour définir des amorces et ensuite confirmer les identifications moléculaires réalisées par séquençage. Ainsi, il constitue un marqueur très intéressant au niveau phylogénétique. C'est d'ailleurs le gène de référence pour le DNA barcoding, c'est-à-dire l'identification moléculaire permettant la caractérisation génétique d'un individu à partir d'une courte séquence d'ADN choisie en fonction du groupe étudié [97].

Des séquences représentatives de la diversité génétique de chacune des espèces de tiques potentiellement présentes sur équidés en France ont été alignées à l'aide du logiciel en ligne Clustal Omega [98]. Des zones de séquences conservées chez chaque espèce de tique, longues d'une vingtaine de nucléotides et encadrant la zone de séquence utilisée pour le Barcoding, ont été recherchées afin d'y définir des amorces pour l'amplification génique de la zone à séquencer. Une amorce sens (COI\_fw2 5'-CAACWACWTTAATTGG-3') et une amorce anti-sens (COI\_rev2 5'-GCATAATTATTCCTARATTTCCAAWGG-3') ont ainsi été définies (cf. Figure 60). Des nucléotides dits dégénérés (W pour soit A soit T, et R pour soit A soit G) ont été intégrés à la séquence des amorces afin de représenter la diversité des séquences.

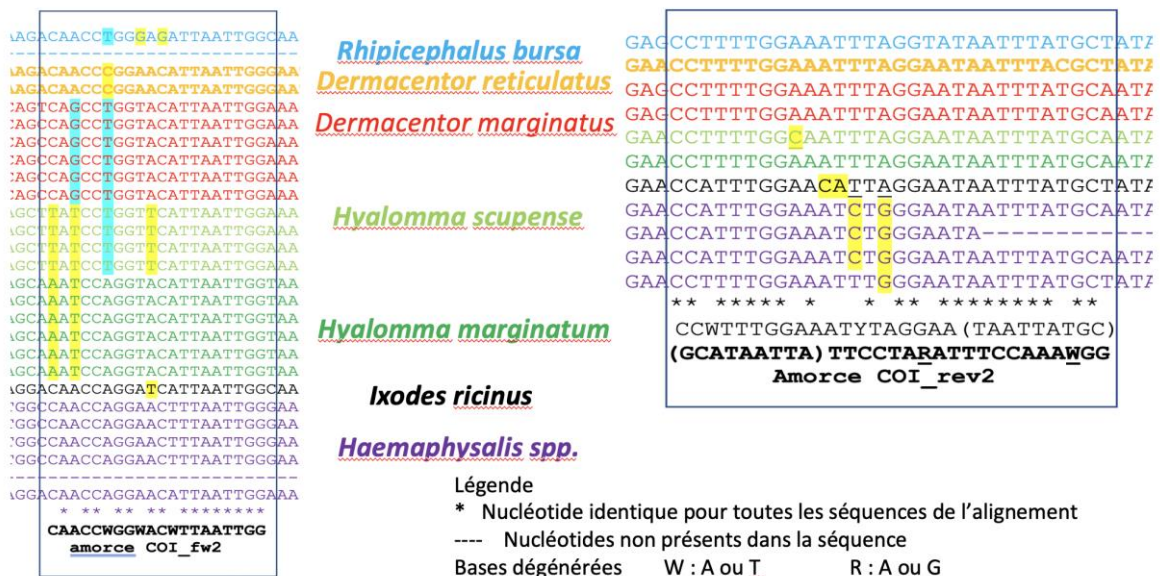


Figure 60 : Portions d'alignement des séquences de *cox1* issues de la base de données NCBI et séquences des amorces définies dans ces zones pour amplifier un fragment de 703 pb

### II.C.3 Amplification d'une partie du gène *cox1* par PCR

Les amorces ont été utilisées pour amplifier par PCR une zone de 703 pb du gène *cox1*. Le protocole d'amplification *in vitro* (mélange réactionnel et cycle de PCR) est décrit dans les tableaux suivants (cf. Tableau VI et Tableau VII).

Tableau VI : Préparation du mix réactionnel pour une réaction d'amplification de l'ADN

Produit	Quantité pour 1 réaction (en $\mu\text{L}$ )
H <sub>2</sub> O	12
Green 5X buffer	6
MgCl <sub>2</sub> 25mM	2,4
dNTPs 2mM	5
COI_fw2 25mM	1,2
COI_rev2 25mM	1,2
GoTaq (ADN polymérase)	0,2
ADN génomique	2
Volume final	30

Tableau VII : Protocole d'amplification pour le gène *cox1*

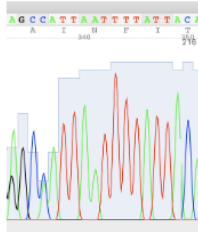
Étape	Température	Durée	Nombre de cycles
Dénaturation de l'ADN de départ	95°C	5 min	1
Dénaturation de l'ADN	95°C	30 sec	40
Hybridation des amorces	56°C	30 sec	
Élongation des brins d'ADN	72°C	45 sec	
Élongation finale	72°C	5 min	1

### II.C.4 Vérification des produits d'amplification et envoi au séquençage

La taille et la qualité/quantité d'ADN amplifié ont été visualisées par électrophorèse sur gel d'agarose à 1% complété avec un agent intercalant de l'ADN fluorescent sous lumière ultra-violette (Bromure d'Éthidium), et avec du TBE comme tampon de migration. Un marqueur de taille a permis d'estimer la taille des fragments visualisés. Les produits d'amplification de taille attendue ont été purifiés (ajout de 2  $\mu\text{L}$  de réactif ExoSAP-IT), et envoyés à séquencer avec l'une ou l'autre amorce utilisée en PCR (9  $\mu\text{L}$  de l'échantillon purifié avec 1  $\mu\text{L}$  d'amorce 25 mM) chez Eurofins.

### II.C.5 Analyse bio-informatique des séquences obtenues

Les séquences ont été reçues via internet sur le site d'Eurofins sous forme de chromatogrammes (cf. Figure 61 A). Elles ont été nettoyées (élimination des zones qui ne sont pas exploitables en début et en fin de séquence) et récupérées au format FASTA (cf. Figure 61 B). Ce format a été utilisé ensuite pour interroger les bases de données, soit la base de données BOLD [99] qui ne contient que des séquences du gène *cox1*, soit NCBI via le logiciel en ligne BLASTn [100] (cf. Figure 61 C et D). Les résultats ont été donnés sous forme d'une série de références de séquences dans l'ordre décroissant de similarité avec la séquence à identifier, avec l'identité de la tique dont elles sont issues.



>PS319 1-1 *D. reticulatus* femelle 616 pb  
 ATAATTTTCTTCATAGTCATACCTATTATAATTGGTGGTTTCGGGA  
 AATTGACTTGTCCAATTATACTAGGAGCCCCTGATATAGCTTTT  
 CCACGTATAAAATAATAAGATTTTGAATTACTCCCTCCTTCTTTA  
 TTTTGGCTAATTAATTCTTCCTTAATTGAATCAGGAGTAGGGACA  
 GGGTGAACGTCTATCCTCCCTTATCTTCTAATCTATCACATTAT  
 GGACCTGCCGTAGACTTAGCAATTTTCTCTTCA

A. Chromatogramme B. Séquence au format FASTA

Identification Summary

Taxonomic Level	Taxon Assignment	Probability of Placement (%)
Phylum	Arthropoda	100
Class	Arachnida	100
Order	Ixodida	100
Family	Ixodidae	100
Genus	<i>Dermacentor</i>	100
Species	<i>Dermacentor reticulatus</i>	100

C. Identification par comparaison avec la base de données BOLD

[https://www.boldsystems.org/index.php/IDS\\_OpenIdEngine](https://www.boldsystems.org/index.php/IDS_OpenIdEngine)

Descriptions		Graphic Summary	Alignments	Taxonomy				
Sequences producing significant alignments								
<input checked="" type="checkbox"/> select all 100 sequences selected								
<a href="#">GenBank</a> <a href="#">Graphics</a> <a href="#">Distance tree of results</a> <a href="#">MSA Viewer</a>								
Description	Scientific Name	Max Score	Total Score	Query Cover	E value	Per. Ident	Acc. Len	Accession
<input checked="" type="checkbox"/> <i>Dermacentor reticulatus</i> voucher T9-10 cytochrome c oxidase subunit I (COX1) gene, partial cds; mitochondrial	<i>Dermacentor reti...</i>	1122	1122	99%	0.0	99.67%	769	OL630115.1
<input checked="" type="checkbox"/> <i>Dermacentor reticulatus</i> voucher T9-9 cytochrome c oxidase subunit I (COX1) gene, partial cds; mitochondrial	<i>Dermacentor reti...</i>	1122	1122	99%	0.0	99.67%	769	OL630114.1
<input checked="" type="checkbox"/> <i>Dermacentor reticulatus</i> voucher CROBB795 cytochrome oxidase subunit I (COI) gene, partial cds; mitochondrial	<i>Dermacentor reti...</i>	942	942	83%	0.0	99.81%	658	MZ005512.1
<input checked="" type="checkbox"/> <i>Dermacentor reticulatus</i> isolate DR_ROM_7 cytochrome oxidase subunit I (COI) gene, partial cds; mitochondrial	<i>Dermacentor reti...</i>	929	929	82%	0.0	99.80%	542	KT877451.1

Nom de l'espèce avec laquelle la séquence est la plus proche

Pourcentage d'identité entre les 2 séquences comparées



D. Identification de la séquence par homologie dans la base de données NCBI à l'aide du logiciel BLASTn (<https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi>)

Figure 61 : Étapes des analyses bio-informatiques réalisées pour l'identification moléculaire des tiques

### III. Résultats

#### III.A Échantillonnage analysé dans cette étude préliminaire

Aujourd'hui, le projet PiroSentinel est toujours en cours mais un premier bilan intermédiaire a pu tout de même être réalisé à la date du 02 mai 2022 (date de la dernière extraction de la base de données). A cette date et depuis son lancement, 203 sentinelles sur 434 avaient retourné leurs premières collectes et 76233 tiques ont été identifiées. Cette étude préliminaire s'appuie donc sur un jeu de données incomplet en raison d'une variation des dates de début des collectes, qui s'échelonnent sur un an au fil des recrutements, du nombre variable de semaines analysées par sentinelle, des retours en fonction de la quantité de tiques chez chaque participant et de la date de fin du programme fixée à juin 2023. Cependant, l'échantillon de tiques identifiées aujourd'hui nous a permis de réaliser un inventaire des espèces retrouvées et de faire une première analyse de leur répartition en France métropolitaine. Plusieurs raisons permettent d'expliquer les retours d'une partie seulement des participants :

- Parfois peu de tiques présentes dans l'environnement, avec alors un seul envoi final pour l'ensemble de l'étude pour certaines sentinelles,
- Abandon de certains participants,
- Date d'entrée tardive dans le programme.

##### III.A.1 Répartition temporelle de l'échantillon analysé

Les espèces et stases de tiques actives variant en fonction des saisons, il est nécessaire de vérifier que notre effort d'échantillonnage a été réparti aussi équitablement que possible sur une année. De juin 2020 à avril 2022, pour chaque semaine de l'année (n°1 à 52, en cumulant les 3 années), le nombre de sites rapportant des données a été calculé afin d'obtenir une représentation annuelle de l'effort d'échantillonnage. Les saisons ont été indiquées en dessous des semaines, pour plus de lisibilité (cf. Figure 62). En moyenne, les tiques ont été collectées sur 114 sites chaque semaine, avec un échantillonnage significativement plus important au printemps (moyenne de 133 sites par semaine) que le reste de l'année (test de Mann-Whitney,  $p=7,342 \times 10^{-6}$ ). En été, l'effectif est significativement plus faible (moyenne de 95 sites par semaine) par rapport au restant de l'année (test de Mann-Whitney,  $p=7,342 \times 10^{-6}$ ). Le jeu de données reste malgré tout correctement étalé sur l'année, variant de 87 à 146 sites prospectés chaque semaine au cours de l'année.

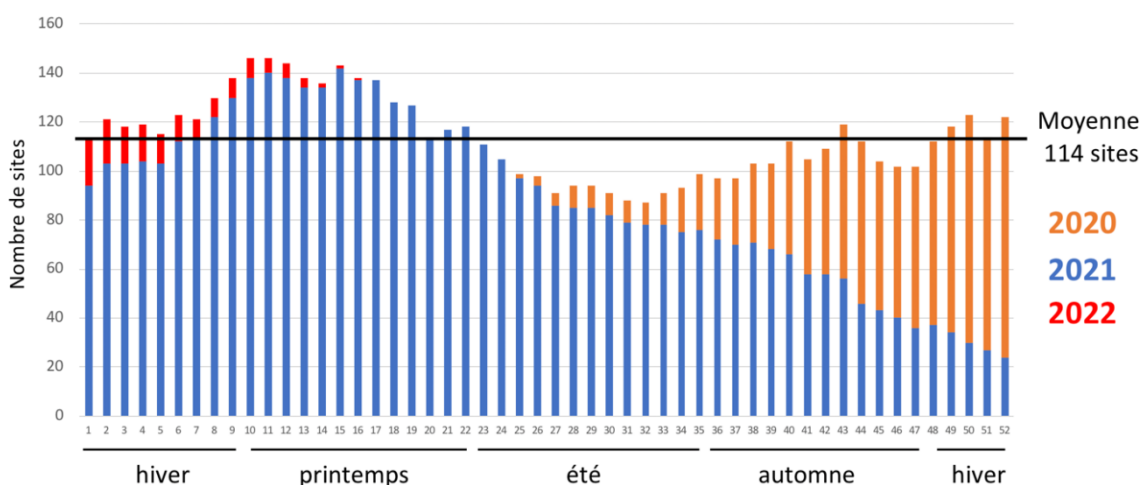


Figure 62 : Nombre cumulé de sites analysés de 2020 à 2022 en fonction des semaines



### III.A.2 Répartition géographique de l'échantillon analysé

Du mois de juin 2020 au mois d'avril 2022, les données de 203 participants répartis sur le territoire métropolitain français ont été analysées. Sur les 97 départements métropolitains étudiés, des résultats ont été obtenus pour 86 d'entre eux (cf. Figure 63 et Figure 64). Pour l'Eure, l'Eure-et-Loir, la Sarthe, l'Indre-et-Loire, la Vendée, les Ardennes, la Meuse, le Rhône, les Hautes-Alpes, les Alpes-de-Haute-Provence et le Vaucluse, nous ne bénéficions d'aucune donnée à ce jour. Le sud-est de la France est peu représenté, mais le recrutement a été difficile dans ce secteur.

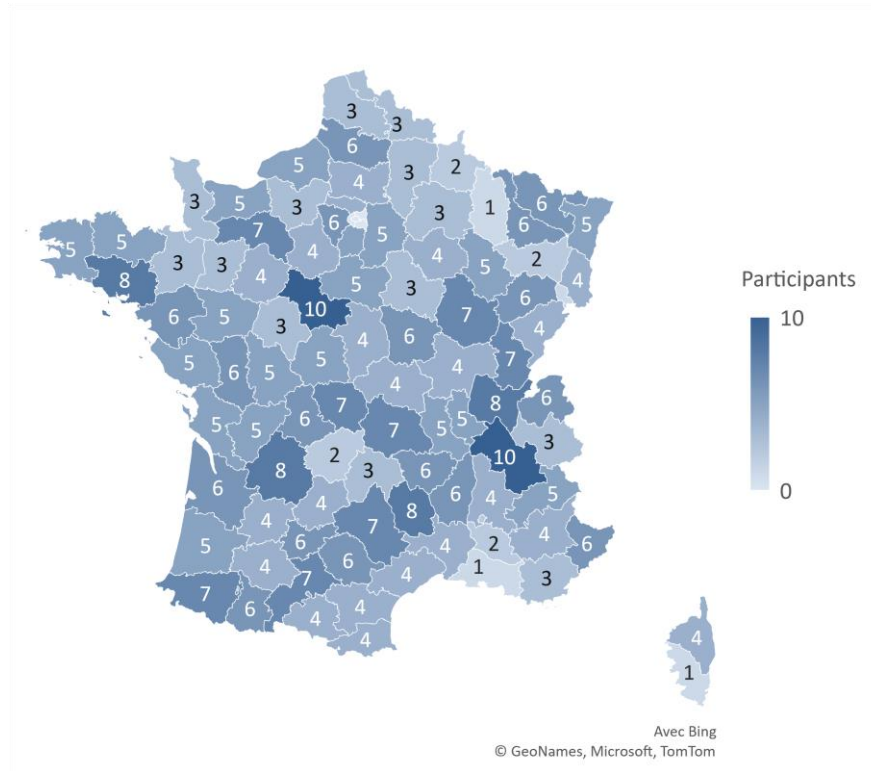


Figure 63 : Distribution départementale de tous les participants du projet PiroSentinel

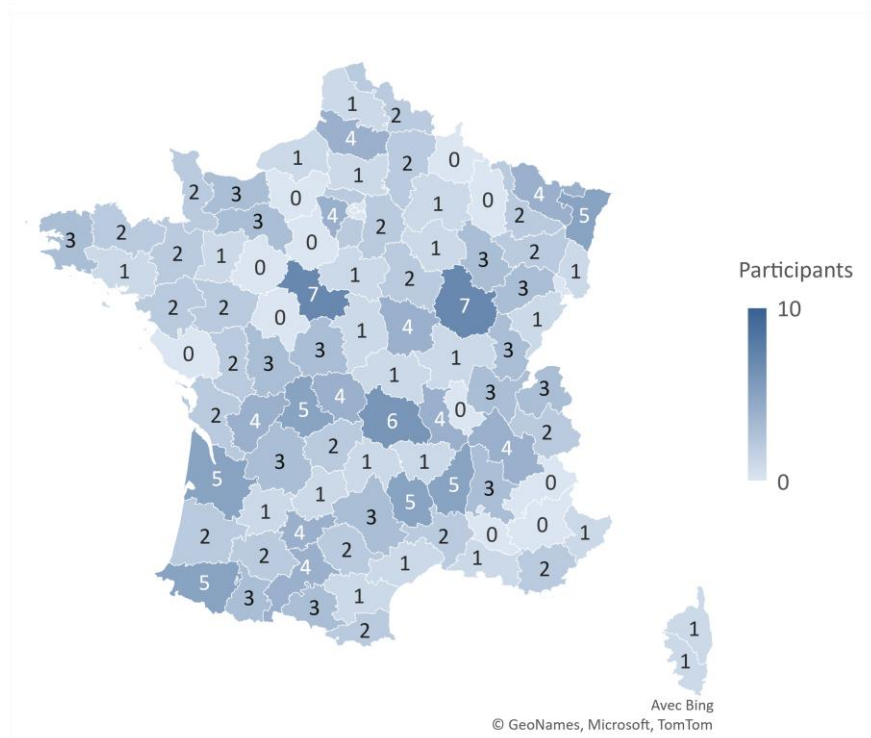


Figure 64 : Distribution départementale des participants du projet PiroSentinel sur la période de juin 2020 à avril 2022



### III.B Observation microscopique

Sur la période analysée, 8 espèces différentes de tiques ont été trouvées sur les équidés en France :

- *Ixodes ricinus*,
- *Dermacentor reticulatus*,
- *Dermacentor marginatus*,
- *Haemaphysalis punctata*,
- *Haemaphysalis concinna*,
- *Hyalomma marginatum*,
- *Rhipicephalus bursa*,
- *Rhipicephalus sanguineus*.

Nous présentons dans cette partie les descriptions photographiques des espèces et stases rencontrées en mettant en relief les éléments principaux permettant l'identification rapide et standardisée des individus.

Pour certaines stases, notamment les nymphes et les larves, seuls des individus gorgés ou partiellement gorgés ont été collectés et donc pris en photographie. Nous avons choisi de les présenter ainsi, car ce sont les individus susceptibles d'être rencontrés et donc d'être à identifier. De plus, ces stases sont rarement prises en photographie, et ces clichés permettent de visualiser la taille relative des pièces du capitulum et du scutum par rapport à l'alloscutum distendu par le gorgement.

Les tailles indiquées sur les photographies sont celles de l'individu photographié, et ne représentent pas une moyenne. Une très grande diversité de tailles, notamment chez les adultes non gorgés de *Dermacentor* spp. (mâles et femelles) a en effet été remarquée, mais pas analysée. De même, la présence d'individus avec un tégument peu coloré a fréquemment été rencontrée, notamment chez *Dermacentor* spp. Les tiques étant conservées dans l'alcool, il ne nous est pas possible de savoir si cette décoloration est liée aux conditions de stockage ou existante chez l'individu vivant. Les critères morphologiques pour l'identification qui sont mis en avant sur chaque planche photographique sont ceux qui permettent de différencier rapidement les différentes espèces présentes sur les équidés, mais ils ne se veulent pas discriminants pour la différenciation d'espèces très proches qui ne sont pas présentes sur équidés. La confirmation moléculaire des identifications sur un petit échantillonnage d'individus, dont ceux photographiés, a été réalisée pour confirmer la validité des identifications morphologiques réalisées.

### III.B.1 *Ixodes ricinus*

#### III.B.1.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles d'*I. ricinus* (cf. Figure 65), qui présentaient très peu de variations morphologiques individuelles, sont :

- Une longueur d'environ 3-4 mm sur un individu non gorgé,
- Un rostre long et fin (a),
- Un alloscutum variant de l'orange au gris, du fait de la conservation prolongée dans l'alcool,
- Un scutum arrondi à ovale (b),
- Une absence d'yeux,
- Une longue épine interne sur la hanche I (c).

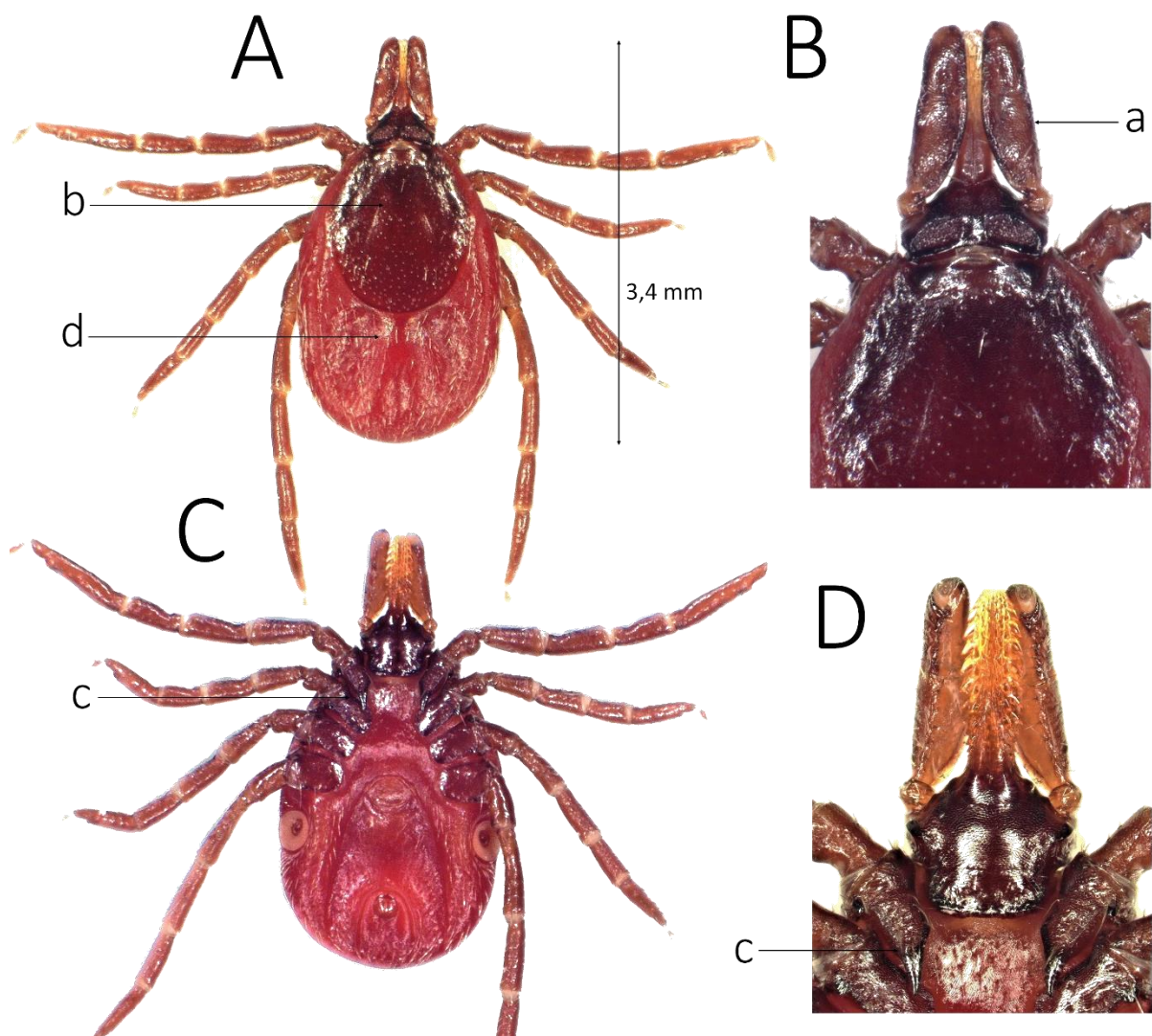


Figure 65 : *Ixodes ricinus* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre et l'épine interne de la hanche I en face ventrale

### III.B.1.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles d'*I. ricinus* (cf. Figure 66), qui, comme la femelle, présentaient très peu de variations morphologiques individuelles, sont :

- Une longueur d'environ 3 mm,
- Un capitulum massif (a), avec des palpes épais et arrondis,
- Une absence d'yeux,
- Un conscutum marron foncé,
- Une longue épine interne sur la hanche I (b).

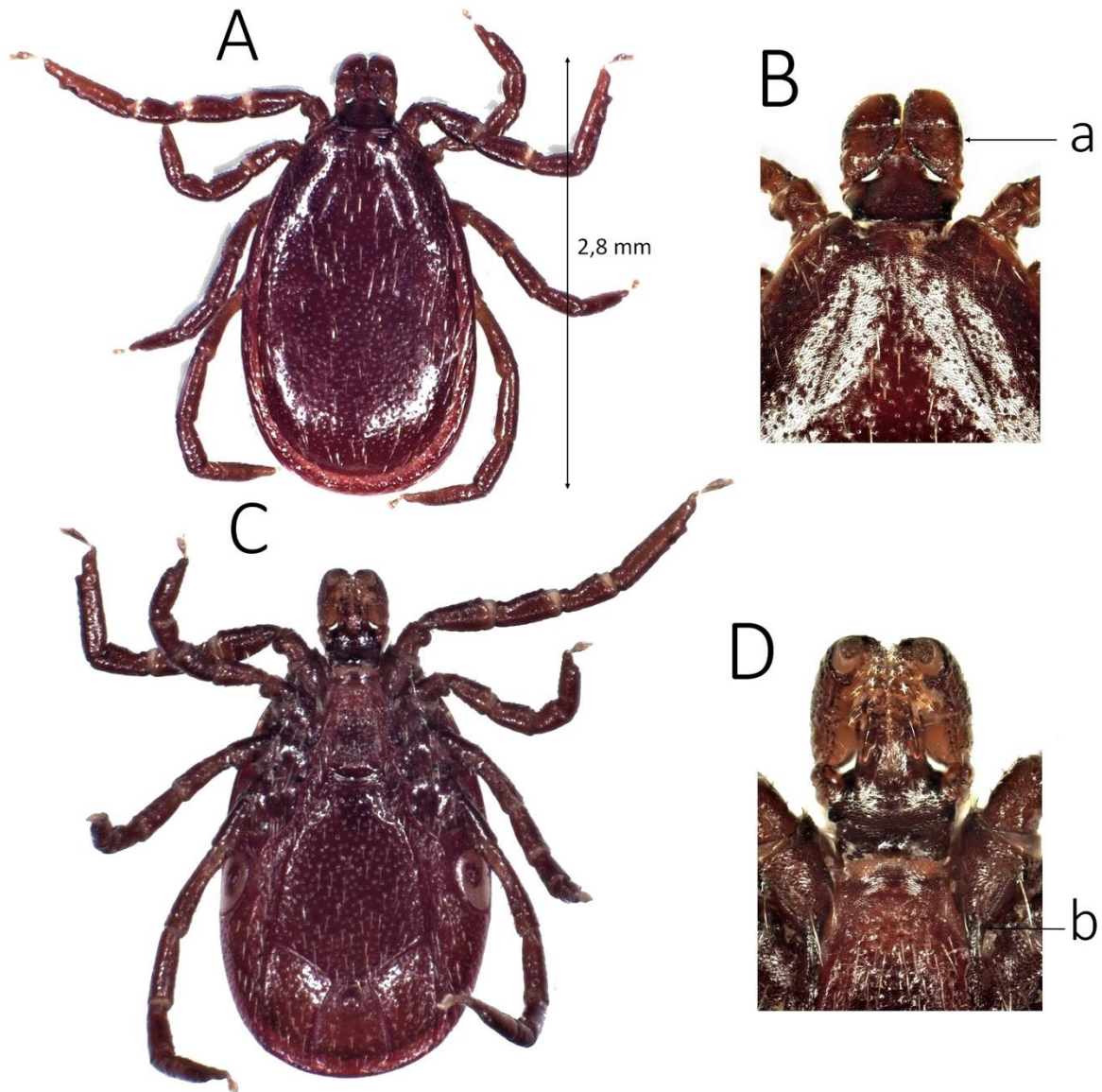


Figure 66 : *Ixodes ricinus* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre et l'épine interne de la hanche I en face ventrale

### III.B.1.c Nymphes

Les principaux critères d'identification des nymphes d'*I. ricinus* (cf. Figure 67) sont :

- Une longueur réduite, de 1,5 mm environ,
- Un rostre long et fin (a),
- Un scutum ovale (b) qui ne possède pas d'yeux,
- Une absence de pore génital,
- Une épine interne nette sur la hanche I (c).

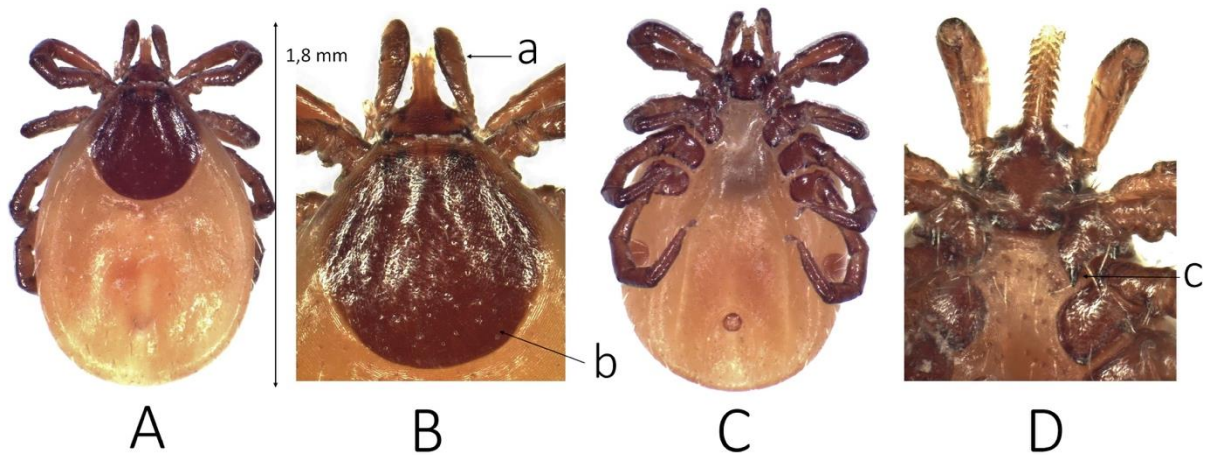


Figure 67 : *Ixodes ricinus* nymph

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre et le scutum en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre et l'épine interne de la hanche I en face ventrale

### III.B.1.d Larves

Les principaux critères d'identification des larves d'*I. ricinus* (cf. Figure 68) sont :

- Une longueur très réduite d'environ 1 mm,
- La présence de trois paires de pattes,
- Un rostre massif et court (a),
- Un scutum hexagonal (b) qui ne possède pas d'yeux,
- Une absence de pore génital,
- Une discrète épine interne sur la hanche I (c).

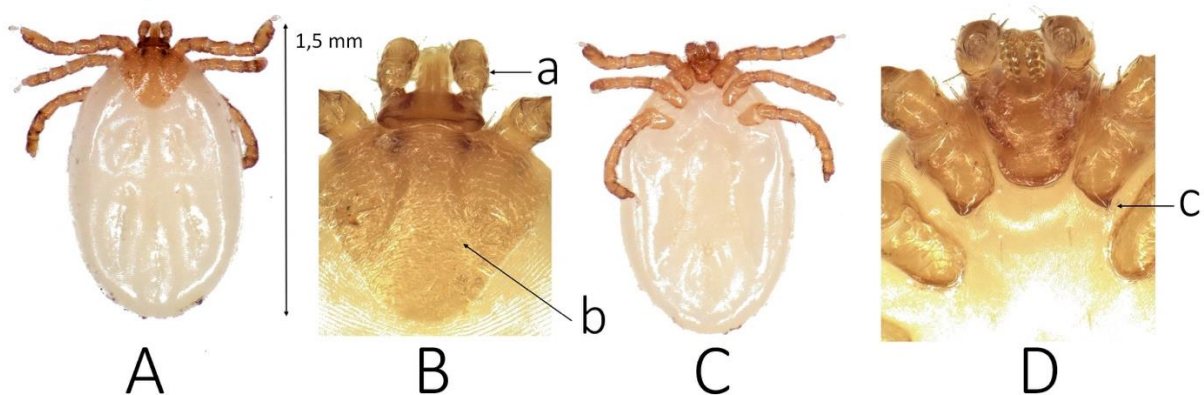


Figure 68 : *Ixodes ricinus* larve

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre et le scutum en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre et l'épine interne de la hanche I en face ventrale



### III.B.2 *Dermacentor reticulatus*

#### III.B.2.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles de *D. reticulatus* (cf. Figure 69), qui présentaient très peu de variations morphologiques individuelles, sont :

- Une longueur moyenne d'environ 4 mm à jeun,
- Une couleur marron,
- Un scutum ovalaire orné de marbrures (a) et possédant une paire d'yeux plats,
- Un capitulum court (b) avec l'article 2 des palpes élargi (c) qui porte une épine rétrograde,
- Un basis capituli rectangulaire avec des aires poreuses subcirculaires (d) et des cornes pointues (e),
- Une large épine sur le trochanter I (f),
- Des hanches I bifides (g).

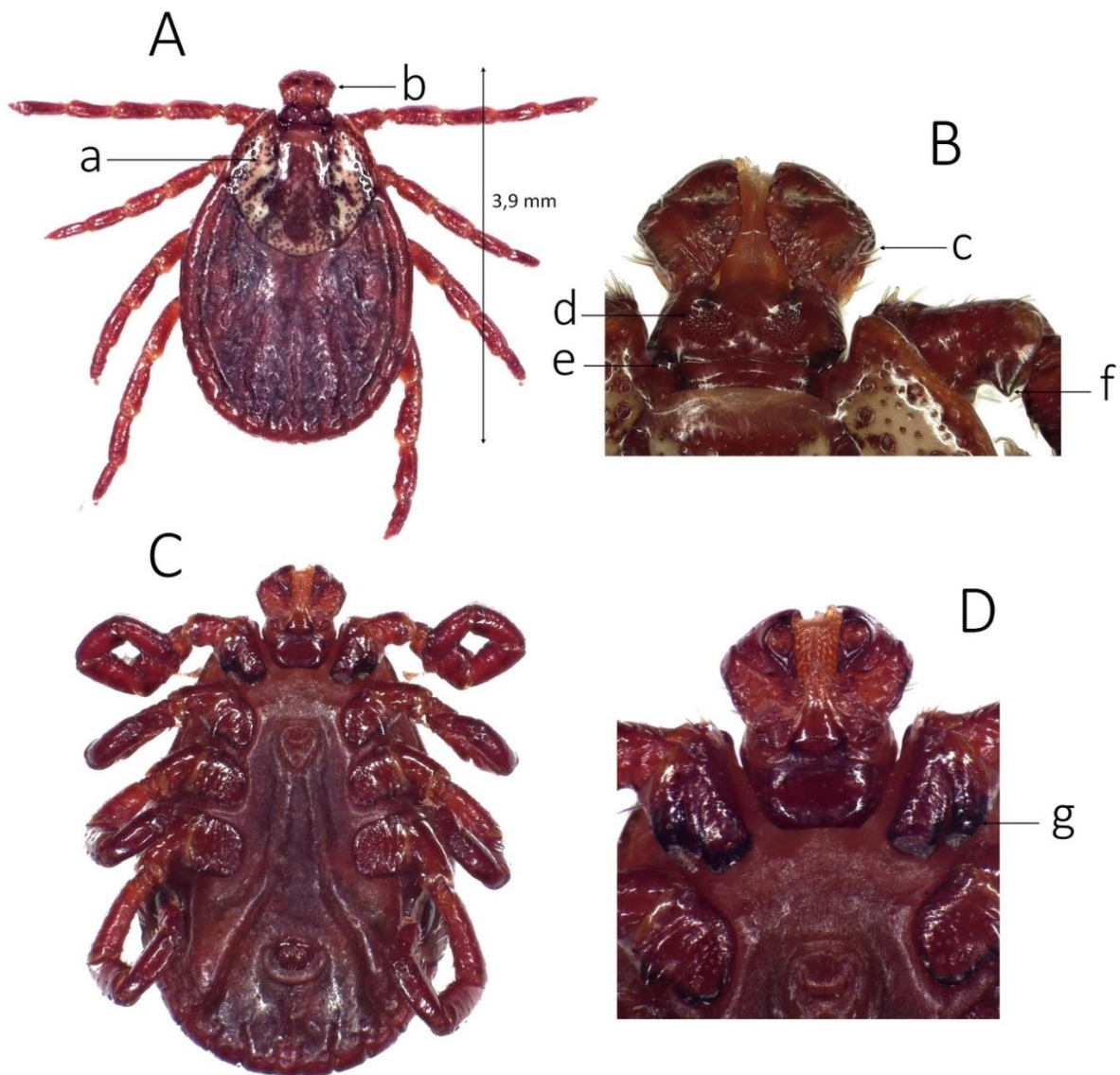


Figure 69 : *Dermacentor reticulatus* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.2.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles de *D. reticulatus* (cf. Figure 70), qui présentaient très peu de variations morphologiques individuelles, sont :

- Une longueur moyenne d'environ 4 mm,
- Une couleur marron,
- Un conscutum orné de marbrures (a) et possédant une paire d'yeux plats (b). L'individu photographié présente un tégument décoloré avec des marbrures du conscutum peu visibles.
- Un capitulum court (c) avec l'article 2 des palpes élargi (d) qui porte une épine rétrograde (plus nette encore que chez la femelle),
- Un basis capituli rectangulaire avec des cornes pointues (f),
- Une large épine sur le trochanter I (e),
- Une épine externe sur chaque hanche, très visible sur la hanche 4 massive (g),
- Des hanches I bifides (h).

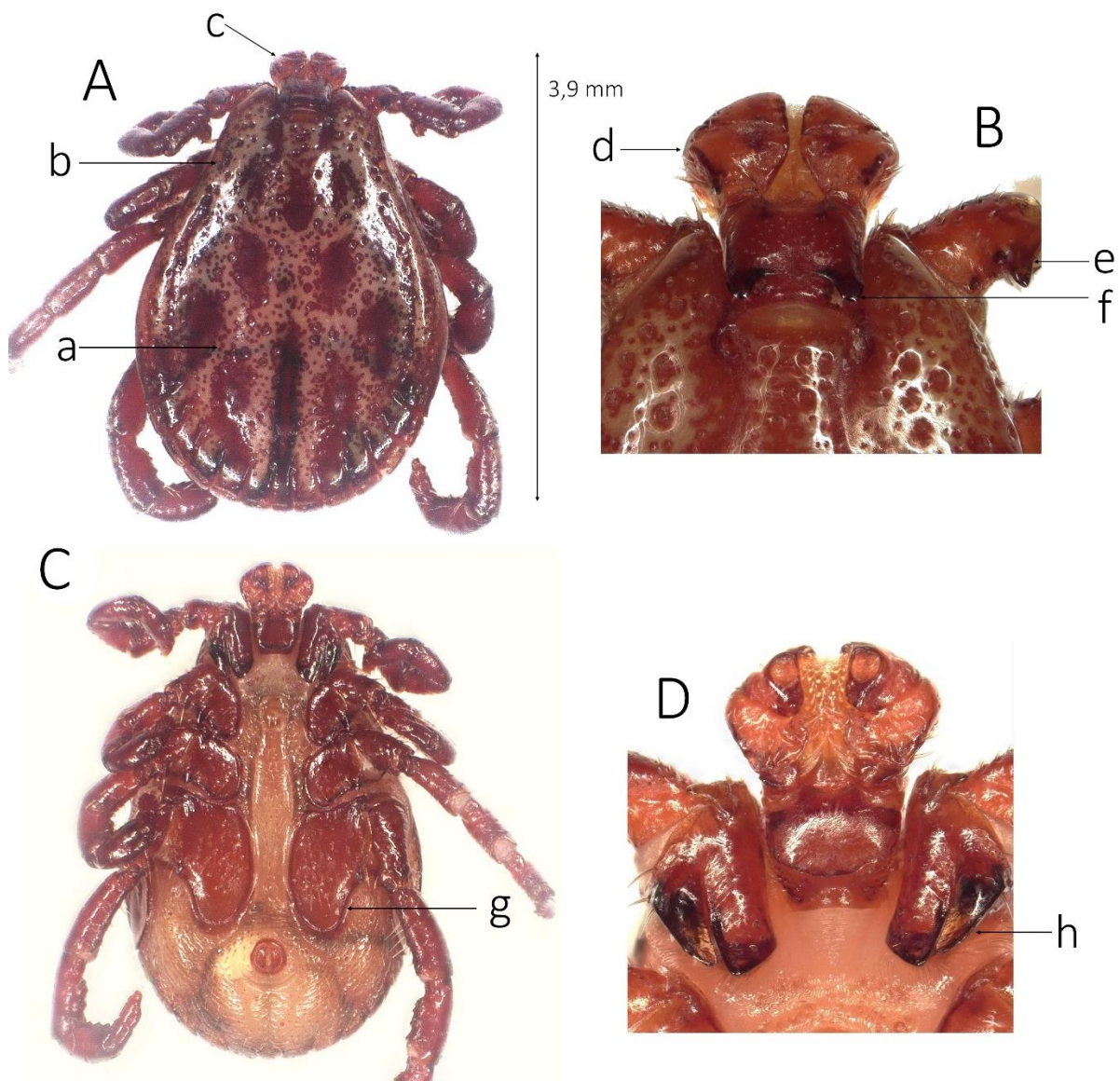


Figure 70 : *Dermacentor reticulatus* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.3 *Dermacentor marginatus*

#### III.B.3.a Femelles

Contrairement à *D. reticulatus* ou *I. ricinus*, les variations morphologiques entre les différents individus femelles de cette espèce furent marquantes (taille, couleur, forme du rostre). Cependant, il existe plusieurs critères communs principaux d'identification des femelles de *D. marginatus* (cf. Figure 71). Ce sont :

- Une grande longueur d'environ 5 mm à jeun,
- Une couleur marron,
- Un scutum ovalaire orné de marbrures (a),
- Une paire d'yeux plats (b),
- Un capitulum court et droit (c), avec un palpe 2 non élargi et donc dans le prolongement de la base du capitulum, et avec une épine rétrograde plus discrète que celle de *D. reticulatus*,
- Un basis capituli avec des aires poreuses ovalaires rapprochées et divergentes (d), et pas de cornes,
- Des hanches I bifides (f).

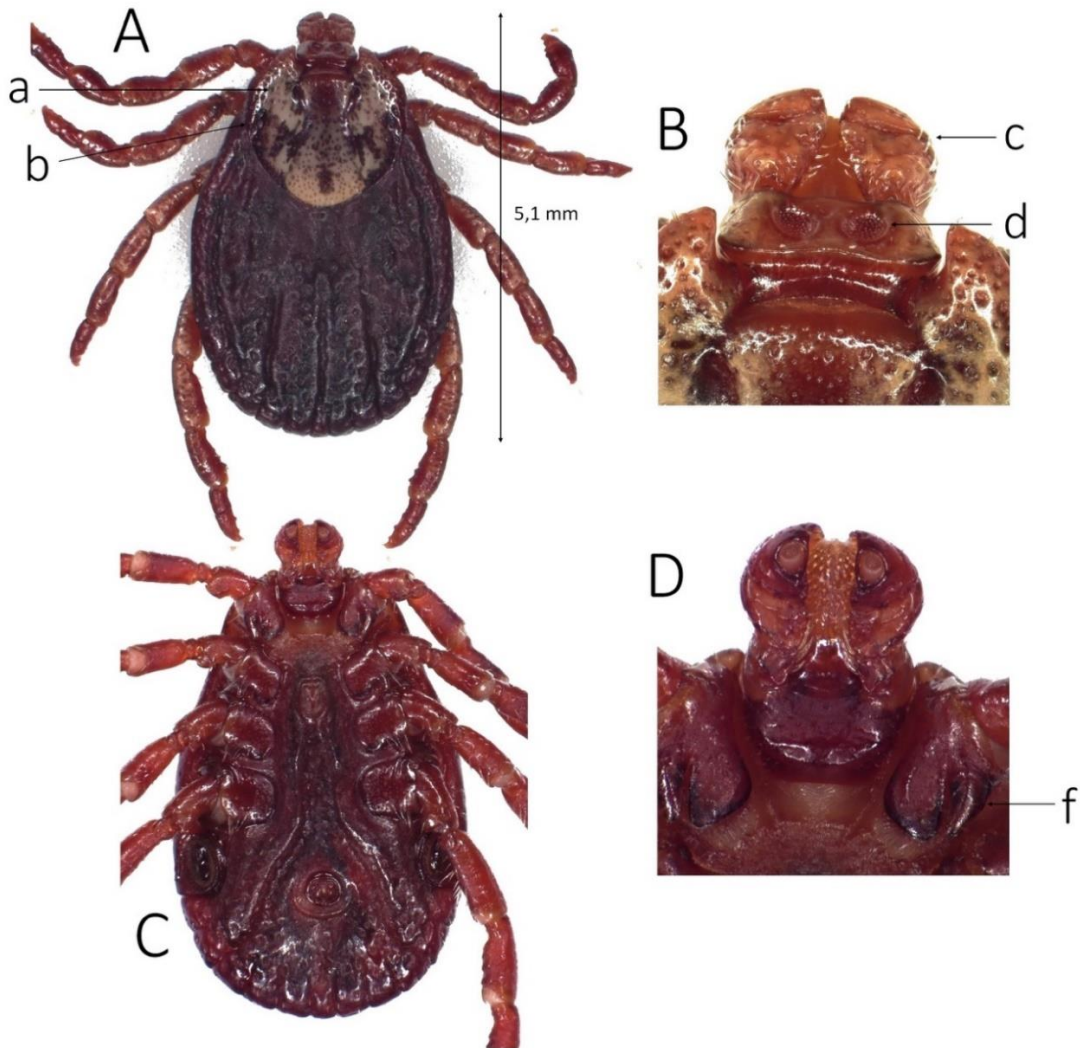


Figure 71 : *Dermacentor marginatus* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.3.b Mâles

De la même manière que pour les femelles, les mâles de *D. marginatus* ont présenté de grandes variations morphologiques individuelles (taille, couleur, forme du rostre). Les principaux critères d'identification du mâle *D. marginatus* (cf. Figure 72) sont :

- Une grande longueur d'environ 5 mm,
- Une couleur marron,
- Un conscutum orné de marbrures (a),
- Une paire d'yeux plats (b),
- Un capitulum court et droit (c), sans élargissement du palpe 2, avec une épine rétrograde plus discrète que *D. reticulatus*,
- Un basis capituli rectangulaire, et des cornes pointues (d),
- Des hanches I bifides (e),
- Des hanches IV massives (f).

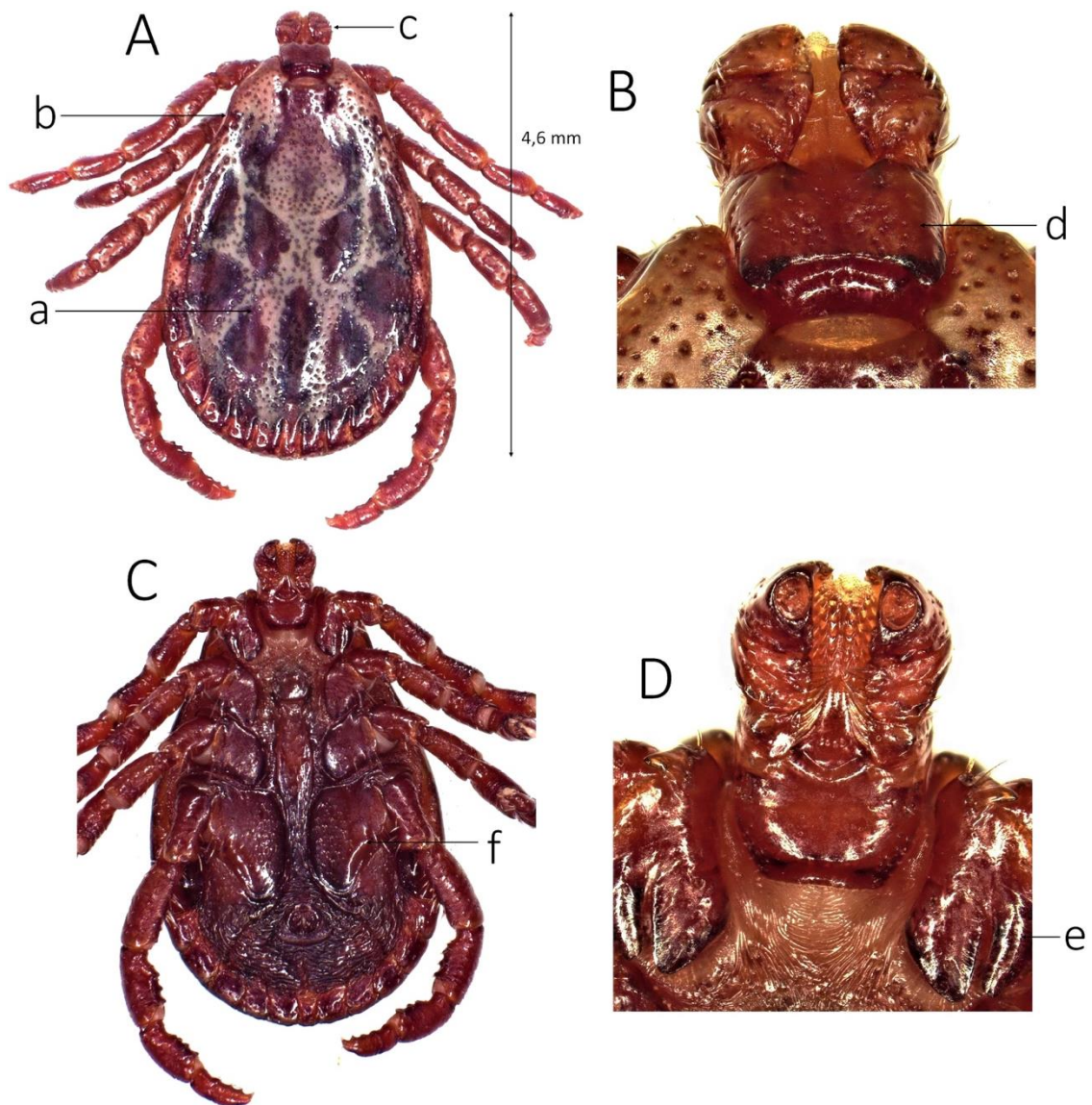


Figure 72 : *Dermacentor marginatus* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.4 *Hyalomma marginatum*

#### III.B.4.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles de *Hy. marginatum* (cf. Figure 73), qui présentaient très peu de variations morphologiques individuelles, sont :

- Une grande longueur d'environ 6 mm à jeun,
- Une couleur marron, identique entre le scutum et l'alloscutum, avant gorgement,
- Un long rostre (a) avec articles 2 et 3 des palpes longs,
- Une paire d'yeux hémisphériques et foncés (b),
- Des longues pattes ornées d'anneaux clairs faisant le tour complet des pattes (c),
- Des hanches I bifides (d),
- Une épine externe sur chaque hanche (e).

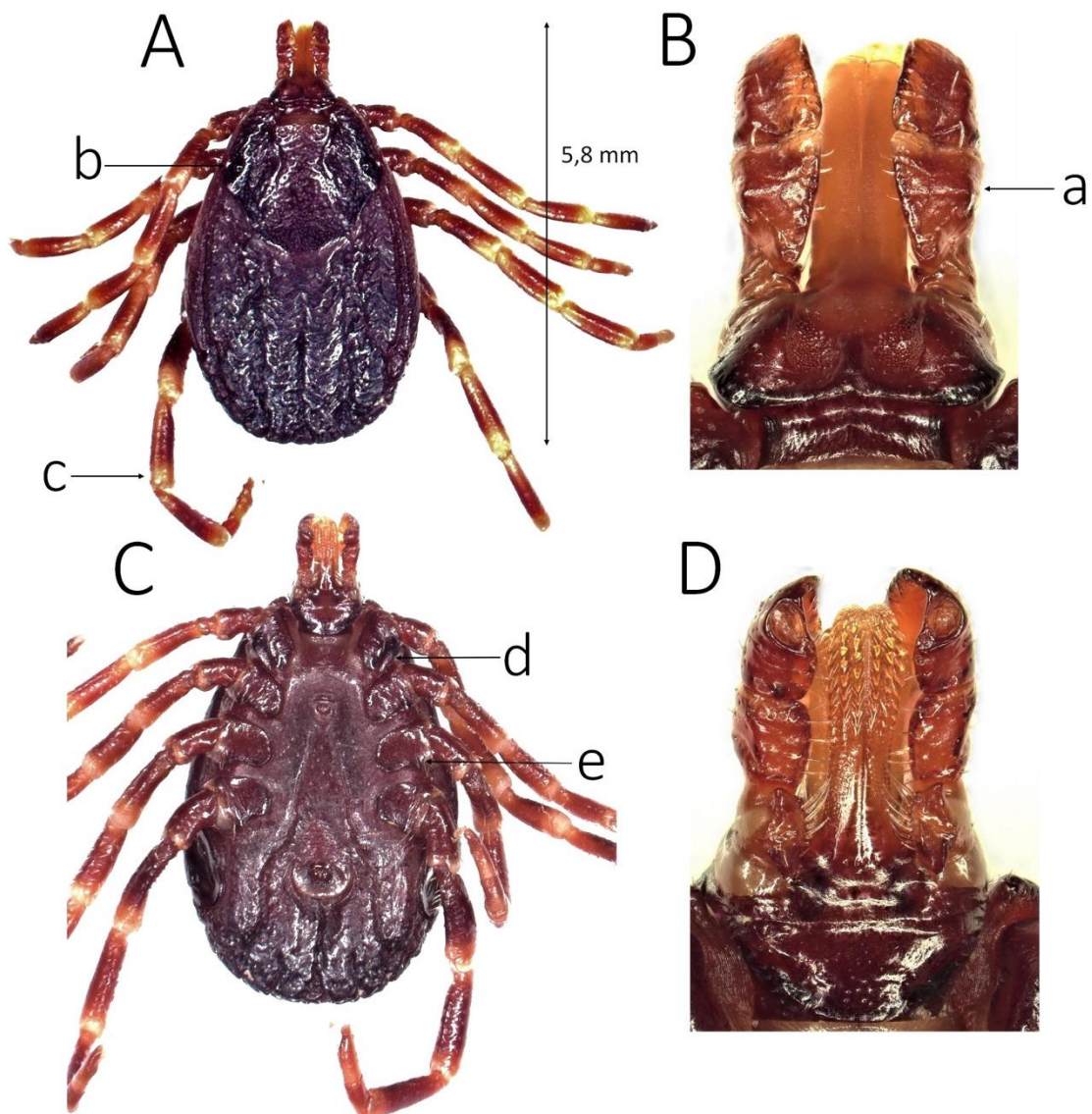


Figure 73 : *Hyalomma marginatum* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.4.b Mâles

De la même manière que pour la femelle, très peu de variations individuelles ont été observées chez les mâles de *Hy. marginatum* (cf. Figure 74). Les principaux critères d'identification sont :

- Une grande longueur d'environ 6 mm,
- Un conscutum de couleur marron,
- Un long rostre (a) avec articles 2 et 3 des palpes longs,
- Une paire d'yeux hémisphériques et foncés (b),
- Des longues pattes ornées d'anneaux clairs faisant le tour complet des pattes (c),
- Des hanches I bifides (d) et une épine externe sur chaque hanche (e).

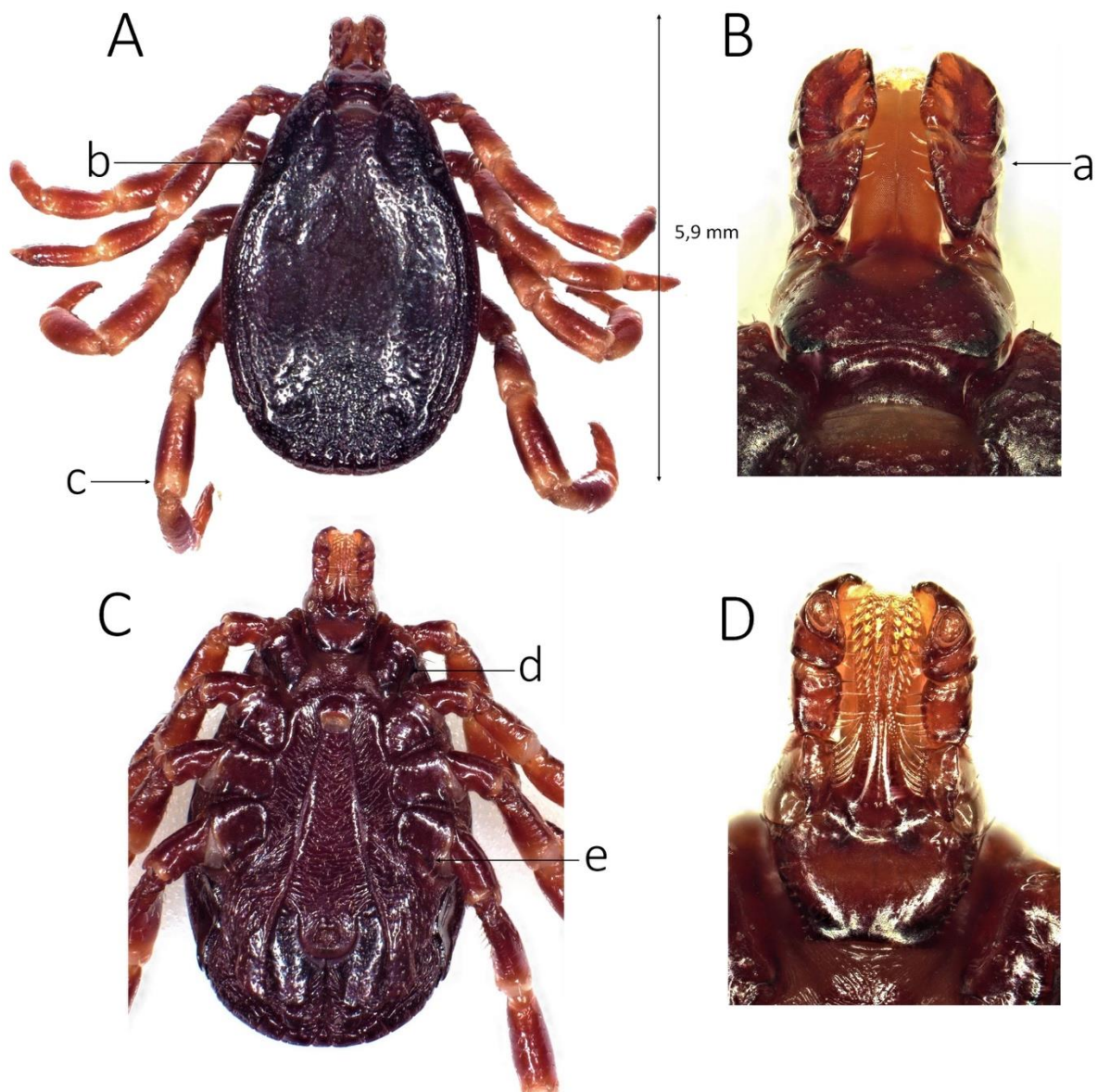


Figure 74 : *Hyalomma marginatum* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.5 *Rhipicephalus bursa*

#### III.B.5.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles de *R. bursa* (cf. Figure 75), qui présentaient très peu de variations individuelles et qui ressemblaient très fortement aux femelles de *R. sanguineus*, sont :

- Une longueur moyenne à petite d'environ 4 mm à jeun,
- Une couleur rouge à brune,
- Un rostre court (a),
- Un scutum ponctué anguleux portant latéralement une paire d'yeux convexes (b),
- Un basis capituli hexagonal et anguleux (c) portant des aires poreuses ovales (d),
- Des soies en faible quantité en face ventrale des palpes (e), critère majeur de différenciation avec *R. sanguineus*,
- Un alloscutum découpé en onze festons (f).

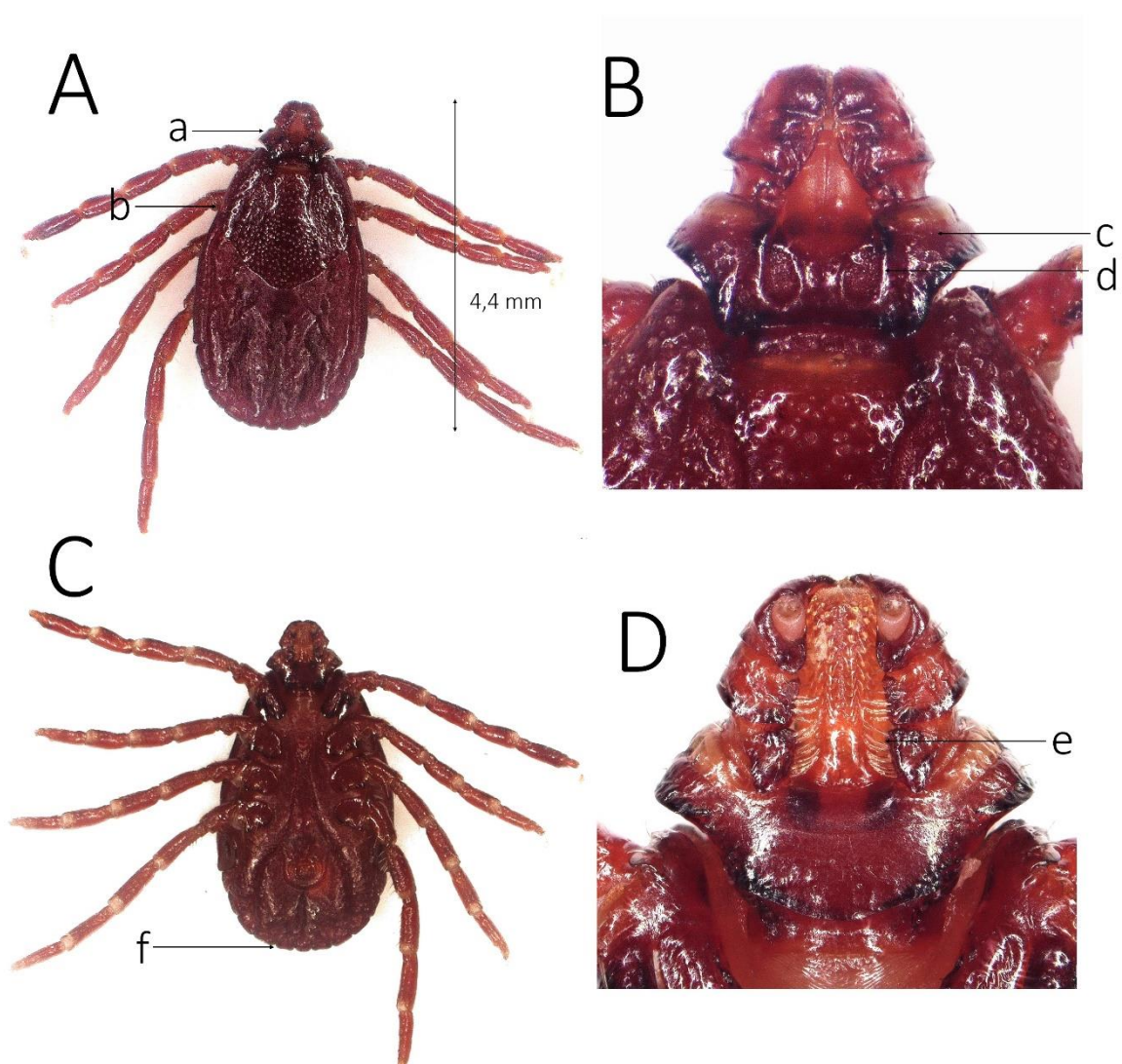


Figure 75 : *Rhipicephalus bursa* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.5.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles de *R. bursa* (cf. Figure 76), qui présentaient très peu de variations individuelles et qui ressemblaient très fortement aux mâles de *R. sanguineus*, sont :

- Une longueur moyenne à petite de 4 mm,
- Une couleur brune,
- Un rostre court (a),
- Un basis capituli hexagonal et anguleux (b),
- Un conscutum ponctué découpé postérieurement en onze festons (c) et portant latéralement une paire d'yeux convexes (d),
- Quelques rares soies en face ventrale des palpes (e), critère majeur de différenciation avec le mâle de *R. sanguineus*,
- Des plaques anales larges et incurvées (f).

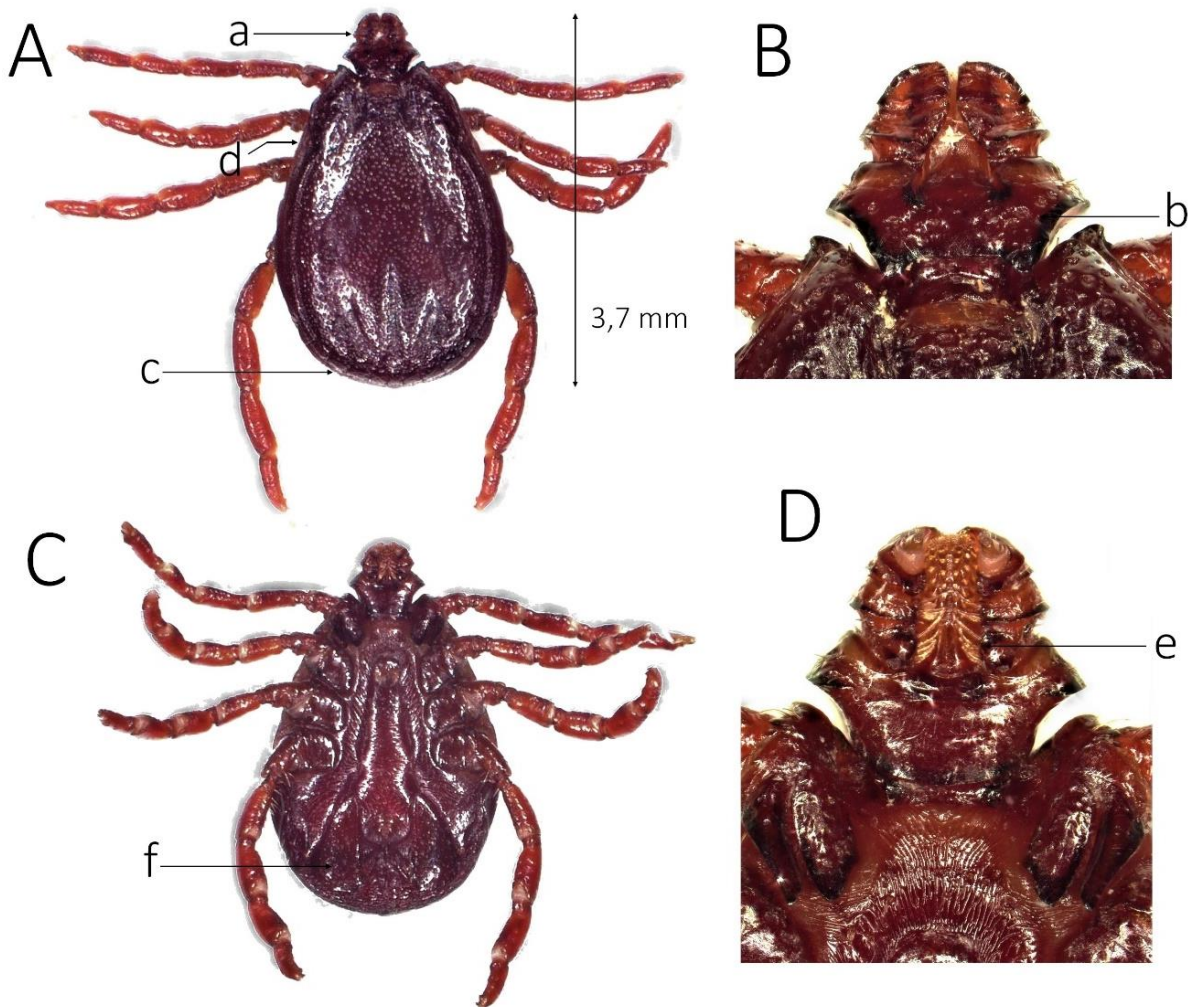


Figure 76 : *Rhipicephalus bursa* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.5.c Nymphes

Les principaux critères d'identification des nymphes de *R. bursa* (cf. Figure 77) sont :

- Une longueur moyenne de 3 mm (gorgée ici),
- Une couleur orangée typique,
- Un rostre court (a),
- Un scutum anguleux (b) avec une paire d'yeux convexe (c).

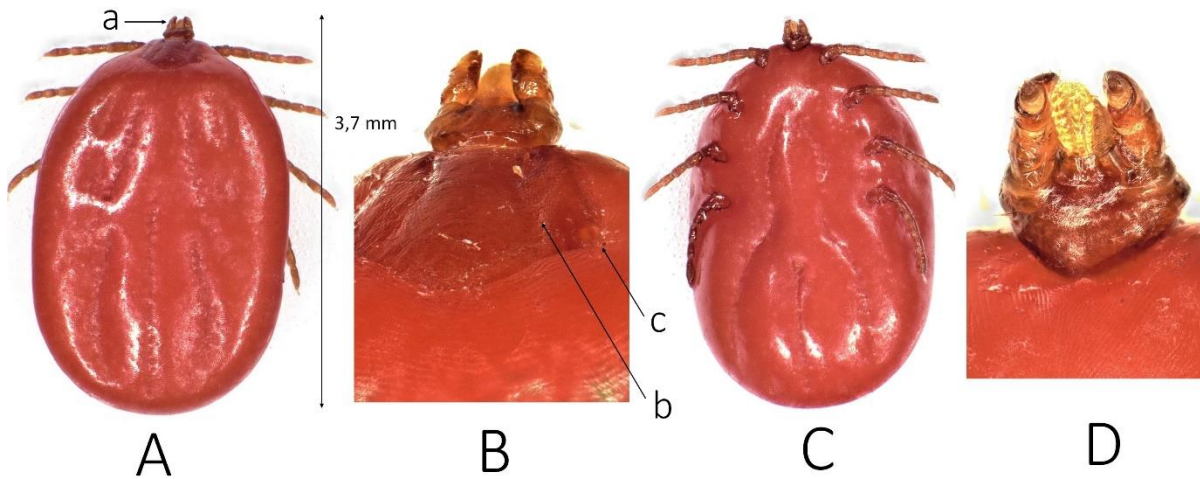


Figure 77 : *Rhipicephalus bursa* nymphe

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.6 *Rhipicephalus sanguineus*

Les individus appartenant à l'espèce *Rhipicephalus sanguineus* n'étant pas décrits dans la littérature comme parasitant les équidés, leur identification s'est faite au gré de nos observations à l'aide de ressources bibliographiques [32]. Leur morphologie étant très proche de celle des *Rhipicephalus bursa*, ils sont difficilement différenciables à la loupe binoculaire.

#### III.B.6.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles de *R. sanguineus* (cf. Figure 78) sont :

- Une longueur moyenne à petite d'environ 3 à 4 mm à jeun,
- Une couleur rouge à brune,
- Un rostre court (a),
- Un scutum ponctué anguleux portant latéralement une paire d'yeux convexes (b),
- Un basis capituli hexagonal et anguleux (c) portant des aires poreuses ovales (d),
- De très nombreuses soies en face ventrale des palpes (e), critère principal de différenciation avec *R. bursa*.

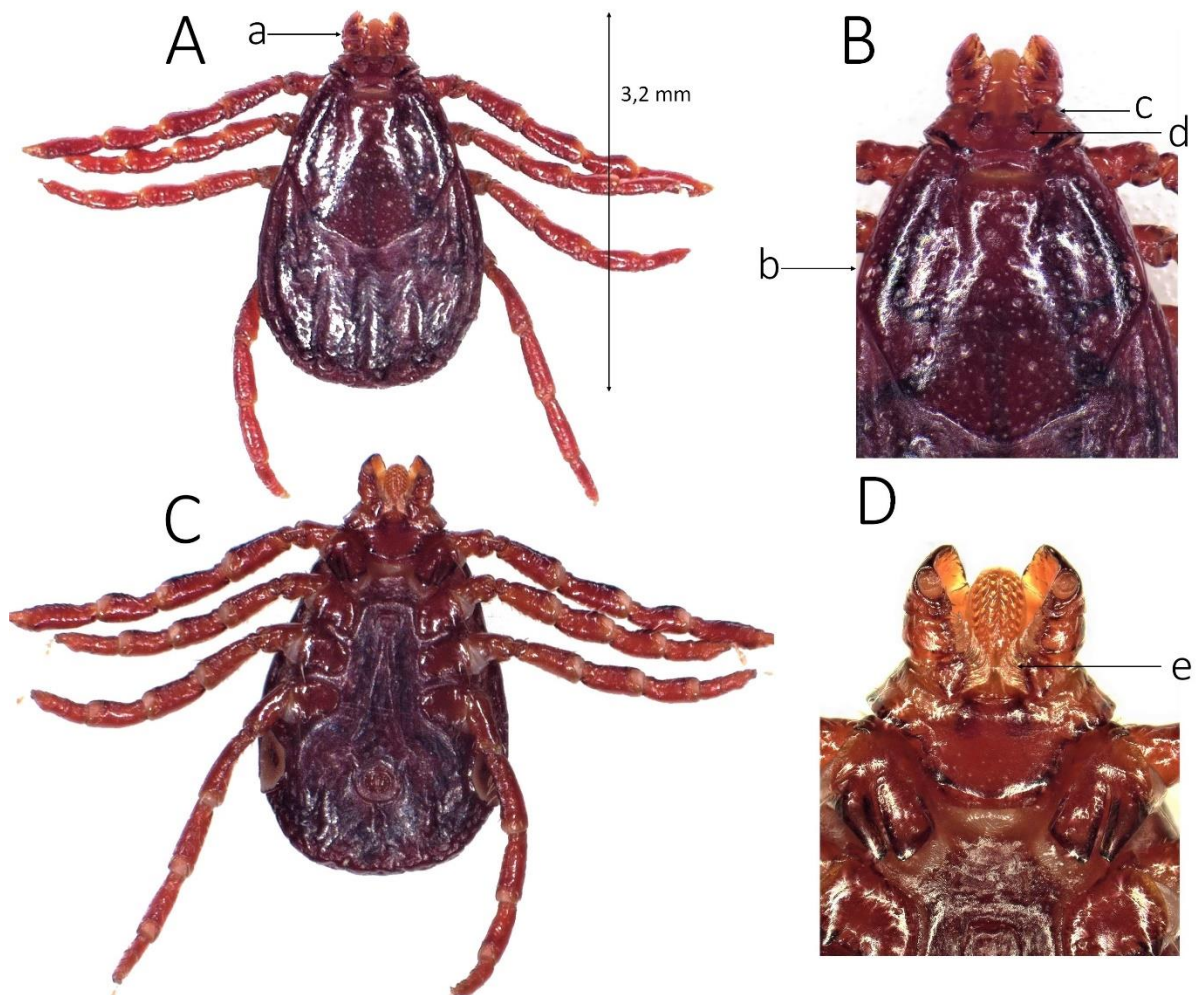


Figure 78 : *Rhipicephalus sanguineus* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.6.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles de *R. sanguineus* sont :

- Une longueur moyenne à petite de 4 mm,
- Une couleur brune,
- Un rostre court (a),
- Un basis capituli hexagonal et anguleux (b),
- Un conscutum ponctué découpé postérieurement en onze festons (c) et portant latéralement une paire d'yeux convexes (d),
- De très nombreuses soies en face ventrale du rostre (e), critère principal de différenciation avec *R. bursa*,
- Des plaques anales fines et incurvées (f),
- Une protubérance postérieure (g), plus ou moins visible selon le gorgement.

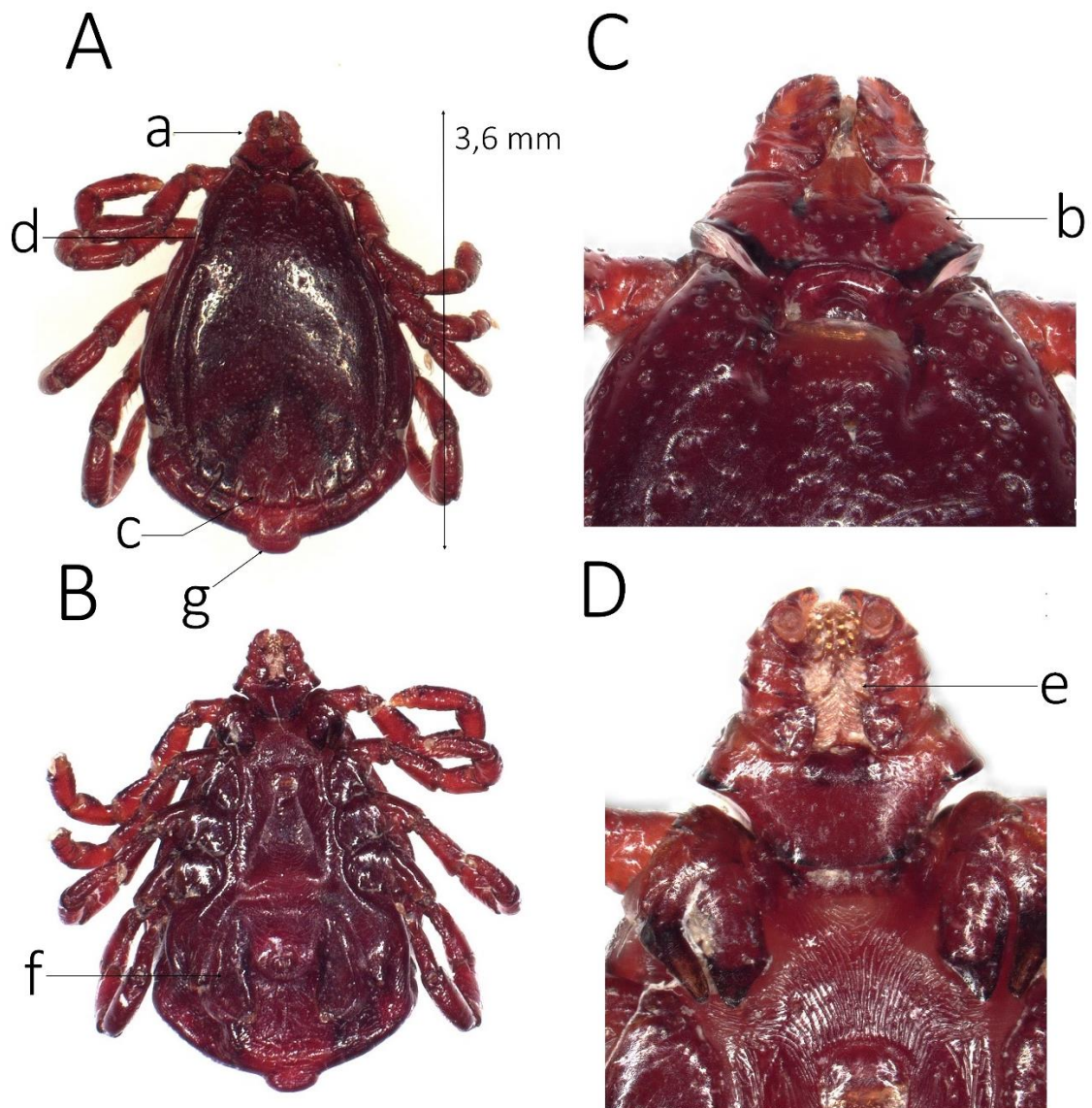


Figure 79 : *Rhipicephalus sanguineus* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.7 *Haemaphysalis punctata*

#### III.B.7.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles de *Ha. punctata* (cf. Figure 80) sont :

- Une petite longueur d'environ 3 mm à jeun,
- Une absence d'yeux,
- Une couleur orangée,
- Un rostre court et élargi par une expansion latérale de l'article 2 des palpes (a),
- Un basis capituli rectangulaire avec des aires poreuses subcirculaires, pas aussi rapprochées que la description faite dans la littérature (b),
- Un scutum allongé (c),
- De nombreuses soies sur l'article 2 des palpes en face ventrale (d),
- Des épines internes sur les hanches, celle de la hanche IV étant tournée vers l'extérieur (e).

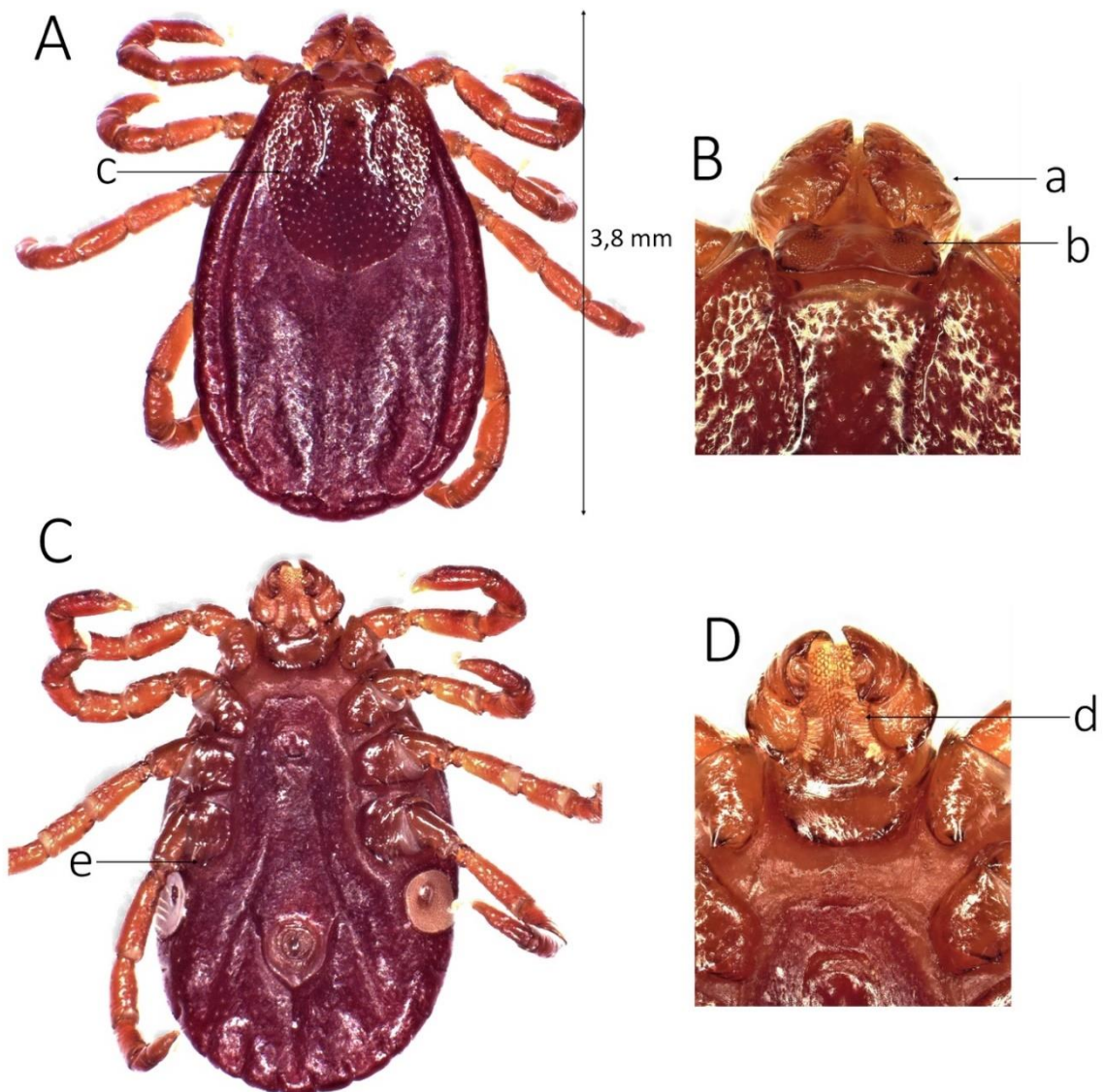


Figure 80 : *Haemaphysalis punctata* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.7.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles de *Ha. punctata* (cf. Figure 81) sont :

- Une petite longueur d'environ 3 à 4 mm,
- Une absence d'yeux,
- Une couleur orangée,
- Un rostre court et large identique à celui de la femelle (a),
- De nombreuses soies sur l'article 2 des palpes en face ventrale (b),
- Un basis capituli rectangulaire avec des cornes dorsales (c),
- Une très longue épine interne sur la hanche IV (d), critère de différenciation très discriminant.

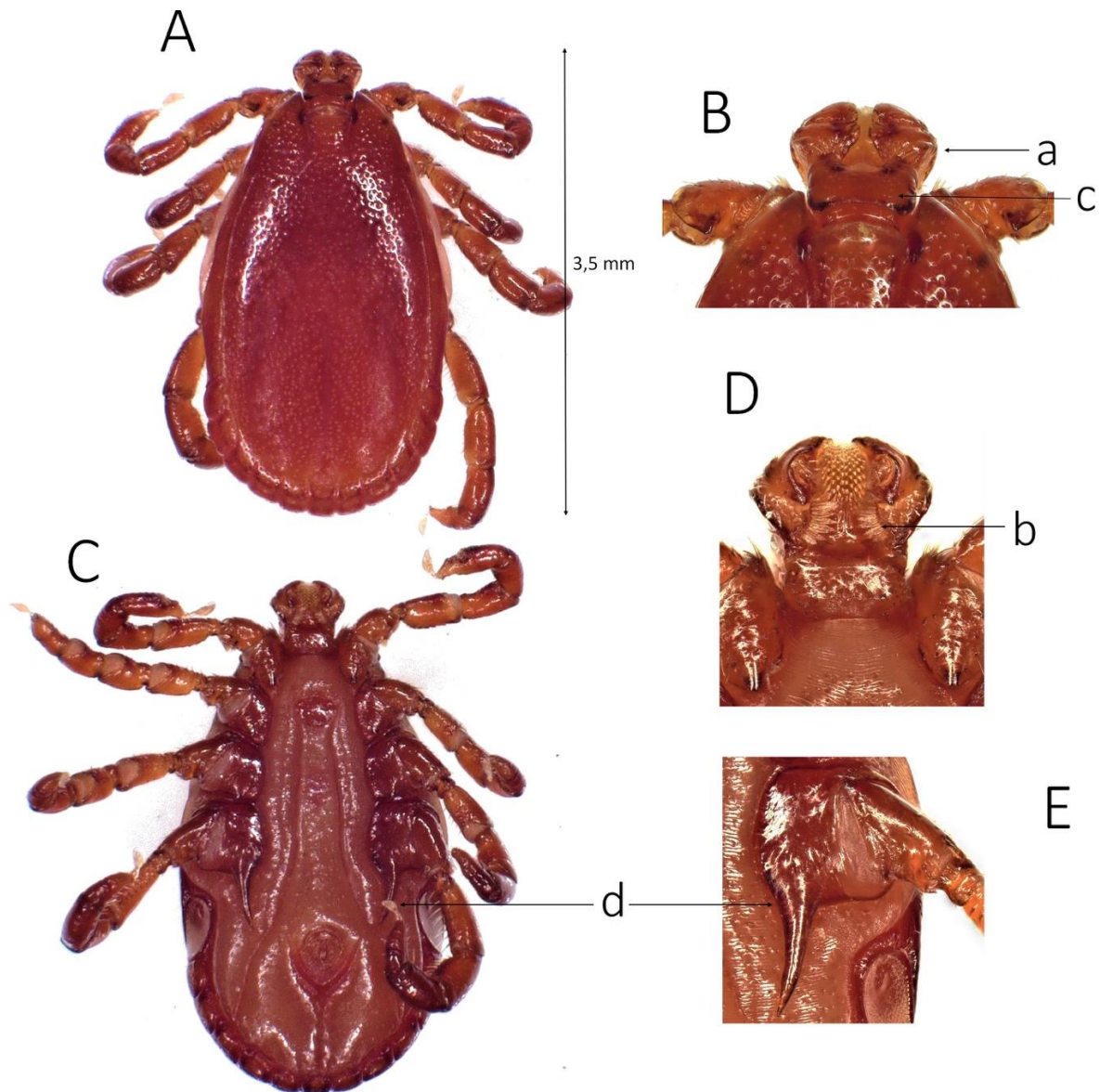


Figure 81 : *Haemaphysalis punctata* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.7.c Nymphes

Les principaux critères d'identification des nymphes de *Ha. punctata* (cf. Figure 82) sont :

- Une petite longueur d'environ 2 mm,
- Un scutum allongé (a),
- Une absence d'yeux,
- Un rostre presque aussi large que long (b),
- Un basis capituli hexagonal en face dorsale (c),
- De nombreuses soies sur l'article 2 des palpes en face ventrale (d),
- Des épines internes marquées sur les 4 hanches (e).

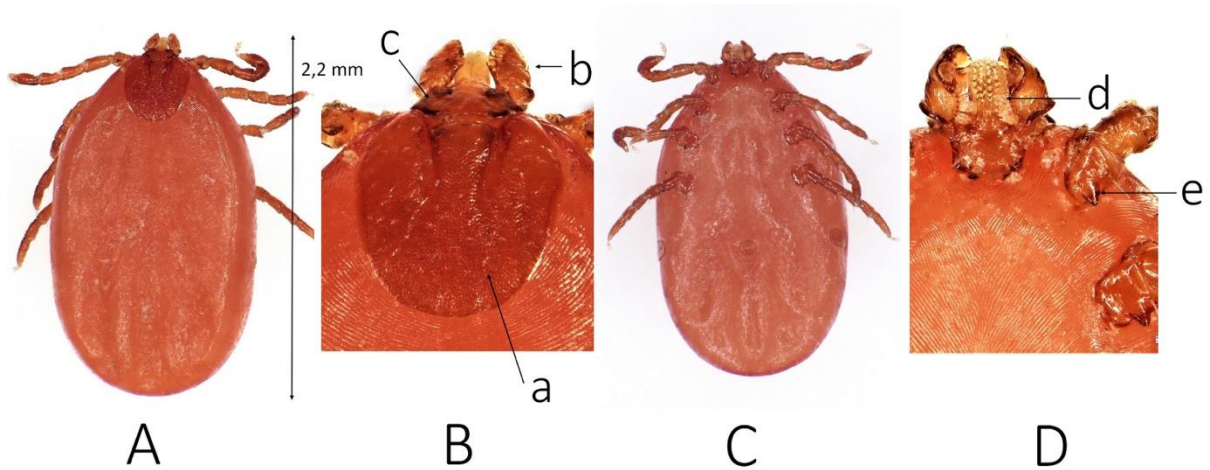


Figure 82 : *Haemaphysalis punctata* nymphe

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.8 *Haemaphysalis concinna*

#### III.B.8.a Femelles

Les principaux critères d'identification des femelles *Ha. concinna* (cf. Figure 83) sont :

- Une petite longueur d'environ 3 mm,
- Une absence d'yeux,
- Une couleur orangée,
- Un scutum large et arrondi (a),
- Un basis capituli rectangulaire portant des aires poreuses ovales et espacées (b),
- Un rostre en forme de « chapeau chinois », grâce à l'article 2 des palpes qui est rebondi caudo-latéralement (c).

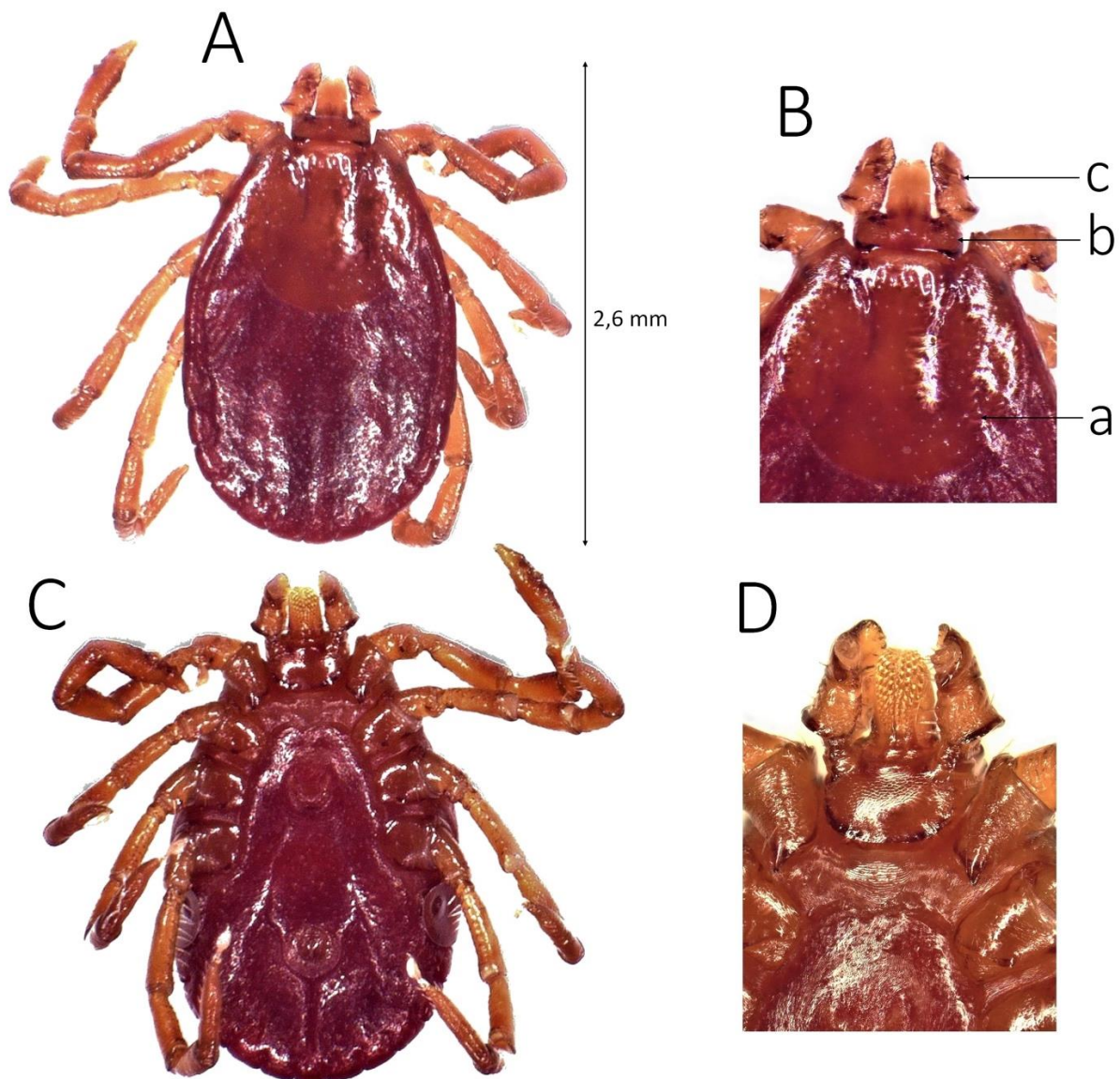


Figure 83 : *Haemaphysalis concinna* femelle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale



### III.B.8.b Mâles

Les principaux critères d'identification des mâles de *Ha. concinna* (cf. Figure 84) sont :

- Une petite longueur d'environ 3 à 4 mm,
- Une absence d'yeux,
- Une couleur orangée,
- Un rostre court en forme de « chapeau chinois », dont les articles 3 recourbés se chevauchent à leur extrémité lorsque le rostre est fermé (a), critère de différenciation avec *Ha. punctata* le plus important,
- Une base du capitulum rectangulaire plus large que longue avec cornes dorsales marquées (b),
- Une large épine sur le trochanter I (c).

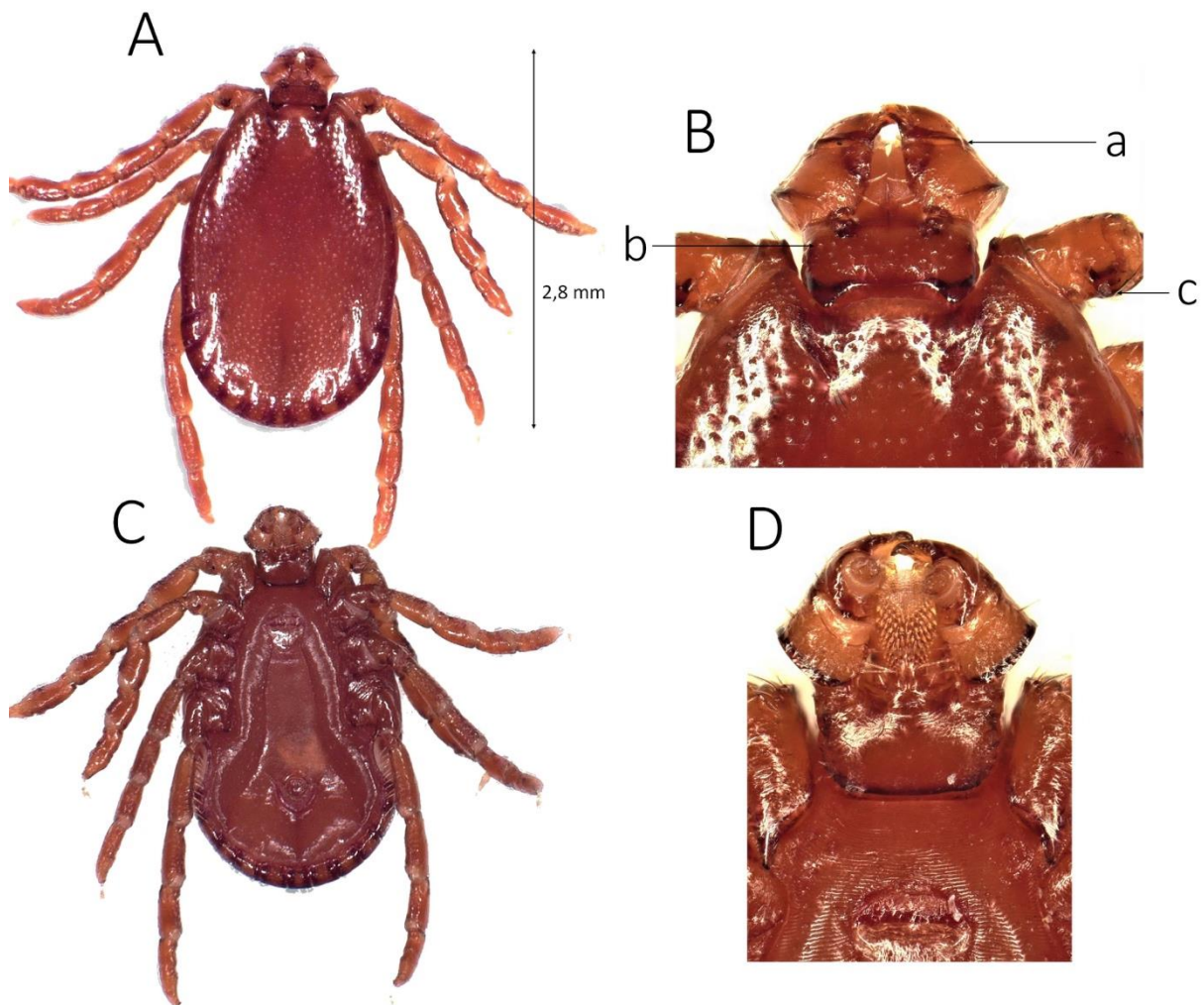


Figure 84 : *Haemaphysalis concinna* mâle

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.8.c Nymphes

Les principaux critères d'identification des nymphes de *Ha. concinna* (cf. Figure 85) sont :

- Une petite longueur d'environ 1 à 2 mm à jeun,
- Une couleur orangée,
- Un scutum arrondi (a),
- Une absence d'yeux,
- Un rostre triangulaire en forme de « chapeau chinois » avec une expansion très marquée latéralement des articles 2 (b),
- Des épines internes sur les hanches, plus marquées sur la hanche I (c).

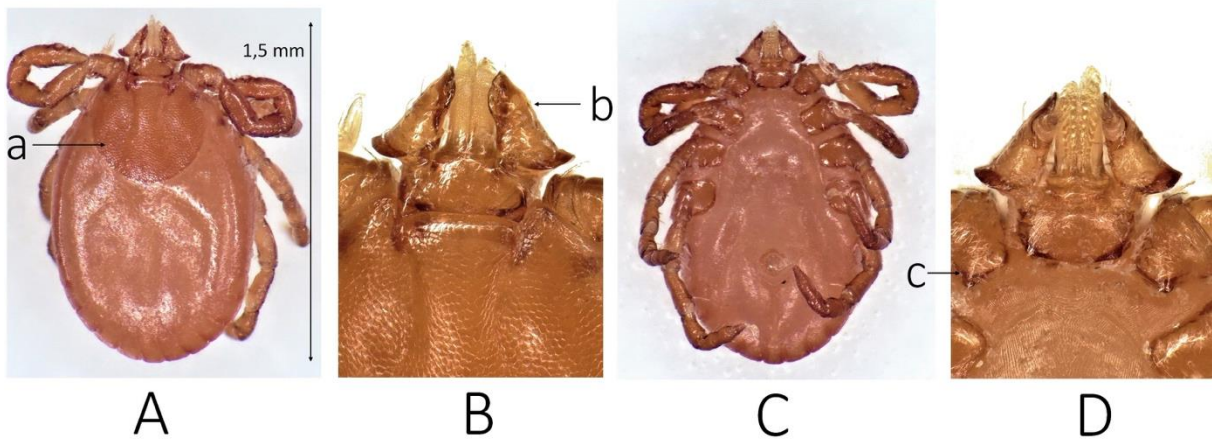


Figure 85 : *Haemaphysalis concinna* nymphe

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.B.8.d Larves

Les principaux critères d'identification des larves de *Ha. concinna* (cf. Figure 86) sont :

- Une très petite longueur d'environ 1 mm à jeun,
- La présence de seulement trois paires de pattes,
- Une couleur orangée,
- Un scutum plus large que long à forme hexagonale,
- Une absence d'yeux,
- Un rostre triangulaire en forme de « chapeau chinois » (a),
- Des épines internes sur les hanches, plus marquées sur la hanche I (b).

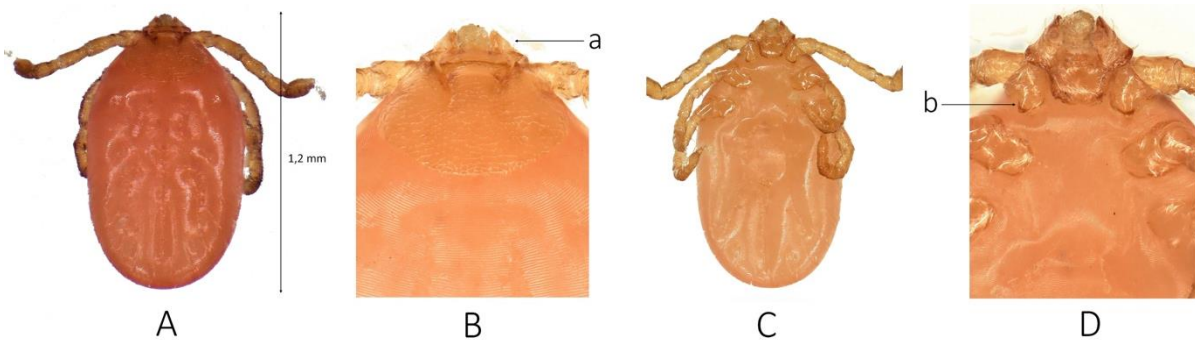


Figure 86 : *Haemaphysalis concinna* larve

A : face dorsale ; B : zoom sur le rostre en face dorsale ; C : face ventrale ; D : zoom sur le rostre en face ventrale

### III.C Confirmation moléculaire des identifications morphologiques

L'ADN des individus utilisés pour les photographies ainsi que d'individus d'origines géographiques différentes a été extrait et le gène mitochondrial *cox1* a été amplifié et séquencé dans la zone utilisée pour le barcoding [97].

Afin de déterminer un pourcentage seuil de similarité au-dessus duquel l'identité des individus est confirmée, une matrice de similarité a été réalisée à partir des séquences de référence disponibles sur GenBank [101] des différentes espèces rencontrées dans notre étude (cf. Figure 87). Dans cette matrice, les valeurs sont des pourcentages de nucléotides identiques pour chacune des 600 positions comparées. Les valeurs notées en rouge correspondent aux valeurs obtenues entre des séquences du gène *cox1* de tiques de la même espèce, en violet pour des séquences du gène *cox1* de tiques d'espèces différentes mais appartenant au même genre. Pour les individus de la même espèce, la comparaison des différentes séquences offre un score de comparaison supérieur à 98% (en rouge sur la matrice). Pour les individus du même genre, mais d'espèces différentes, le score de comparaison est inférieur à 90% (en violet sur la matrice). Cette matrice confirme l'intérêt du gène *cox1* pour réaliser l'identification moléculaire des espèces de tiques que nous avons collectées sur équidés.

Espèce de tique	Référence GenBank	% d'identité entre les séquences comparées deux à deux																							
<i>D. reticulatus</i>	OL639115	100																							
<i>D. marginatus</i>	OM368304	86.47	100																						
	FN394327	86.64	98.83	100																					
	MN964336	86.47	99.33	99.49	100																				
<i>H. marginatum</i>	KX000640	81.46	83.63	83.13	83.30	100																			
<i>R. bursa</i>	KY678132	85.47	84.80	84.64	84.47	82.30	100																		
	MT308589	85.47	84.97	84.80	84.64	82.47	99.83	100																	
<i>R. sanguineus</i>	MF426010	83.63	83.97	83.63	83.47	84.97	88.64	88.81	100																
	KX714599	83.80	84.14	83.80	83.63	85.14	88.81	88.98	99.83	100															
<i>I. ricinus</i>	OL865446	81.63	81.80	81.96	81.80	83.63	80.96	80.96	81.63	81.80	100														
<i>H. punctata</i>	JX394185	82.30	82.63	82.30	82.47	83.30	82.47	82.30	81.96	82.13	84.64	100													
<i>H. concinna</i>	OL639118	84.14	82.8	82.97	83.13	83.13	83.30	83.47	84.14	84.30	84.47	84.3	100												
		OL639115	OM368304	FN394327	MN964336	KX000640	KY678132	MT308589	MF426010	KX714599	OL865446	JX394185	OL639118												

Figure 87 : Matrice de similarité des séquences de référence du gène *cox1* utilisées pour l'identification moléculaire des tiques du programme PiroSentinel

Après validation des séquences de référence utilisées avec la matrice de similarité, la confirmation de l'identité des individus identifiés visuellement a été réalisée génétiquement par comparaison des séquences du gène *cox1* et calcul du pourcentage de similarité avec les séquences de chaque gène de référence sélectionné (cf. Tableau VIII). L'identité a également été confirmée en utilisant les bases de données BOLD et NCBI avec l'outil Blastn [100].

Pour chaque individu analysé, des similarités supérieures à 98% ont été obtenues entre les séquences des individus identifiés morphologiquement et les séquences de référence de l'espèce correspondante, validant ainsi les observations faites visuellement. Pour les *Ha. concinna*, si

l'identification morphologique ne laisse aucun doute sur leur identité, la similarité avec la séquence de référence est pour certains individus de l'ordre de 96%.

Pour *Rhipicephalus*, l'analyse génétique a révélé la présence sur les équidés de *R. sanguineus* dans les quelques échantillons que nous avons typés génétiquement, alors que nous les avons d'abord identifiés comme *R. bursa*. La différenciation morphologique entre *R. sanguineus* et *R. bursa* est délicate, comme nous l'évoquerons dans la discussion. L'ensemble des prélèvements comportant des individus identifiés comme *R. bursa* a donc été repris et rectifié, en se basant sur un critère morphologique que nous n'avions pas de prime abord sélectionné, celui de la présence de soies plus ou moins nombreuses sur la face intérieure de l'article 2 du palpe. Ces soies ne se voient en effet parfois qu'au microscope et peuvent être cachées par les restes du ciment autour du rostre, puisque nous travaillons sur des tiques collectées sur animaux, ce qui le rend complexe d'utilisation, malgré sa fiabilité. Ainsi, sur la totalité des *Rhipicephalus* (n = 782) seulement 5 individus adultes ont été identifiés comme *R. sanguineus*.

Tableau VIII : Table de similarité de séquences pour les individus analysés

Espèce	Stase ou genre	Identifiant	Département d'origine	Longueur de la séquence obtenue	Similarité de la séquence avec la séquence de référence	
<b><i>Dermacentor reticulatus</i></b> Séquence GenBank de référence OL639115	Adulte femelle	PS74 2-3-11	63	612 pb	99,67%	
		PS204 2	33	721 pb	99,86%	
		PS204 3	33	723 pb	100%	
		PS219 2-60-9	39	630 pb	99,84%	
		PS319 1-1-10	74	616 pb	99,67%	
		PS382 1-1a	80	722 pb	100%	
	Adulte mâle	PS382 1-1b	80	653 pb	99,69%	
		PS382 1-1c	80	654 pb	99,85%	
		PS74 2-3-8	63	628 pb	99,84%	
		PS158 1-4-6	86	639 pb	99,84%	
		PS204 4	33	722 pb	99,86%	
		PS204 5	33	720 pb	100%	
		PS380 1-8a	48	623 pb	100%	
		PS380 1-8b	48	616 pb	100%	
PS380 1-8c	48	641 pb	99,84%			
PS380 1-8d	48	640 pb	99,84%			
<b><i>Dermacentor marginatus</i></b> Séquence GenBank de référence FN394327	Adulte femelle	PS76 1-4-16	33	628 pb	99,68%	
		PS109 1-1-36	13	628 pb	99,84%	
		PS375 1-1-15	67	621 pb	98,71%	
	Adulte mâle	PS76 1-7-13	33	620 pb	98,38%	
		PS109 1-8-37	13	635 pb	98,58%	
		PS375 1-1-12	67	629 pb	98,88%	
PS375 1-1-14	67	628 pb	98,72%			
<b><i>Ixodes ricinus</i></b> Séquence GenBank de référence OL865448	Adulte femelle	PS204 1a	33	628 pb	100%	
		PS204 1b1	33	628 pb	100%	
		PS204 1b2	33	628 pb	100%	
		PS204 1c	33	628 pb	100%	
	Adulte mâle	PS411 2-1-2	29	628 pb	100%	
		Larve	PS411 1-2-1	29	294 pb	100%
			PS276 1-7-5	18	633 pb	100%
		PS411 1-1-4	29	606 pb	100%	
<b><i>Hyalomma marginatum</i></b> Séquence GenBank de référence KX000650	Adulte femelle	PS39 4-10-33	07	645 pb	99,69%	
	Adulte mâle	PS39 4-10-32	07	762 pb	99,60%	
		PS61-56	11	757 pb	99,74%	

<b><i>Haemaphysalis punctata</i></b> Séquence GenBank de référence JX394185	Adulte femelle	PS51 3-58-25	07	649 pb	99,69%
	Adulte mâle	PS1 2-7-24	33	648 pb	99,54%
	Nymphe	PS51 3-58-23	07	757 pb	99,30%
		PS51 3-58-26b	07	649 pb	99,54%
<b><i>Haemaphysalis concinna</i></b> Séquence GenBank de référence OL639118	Adulte femelle	PS196 1-7-28	64	617 pb	96,60%
	Adulte mâle	PS196 1-7-29	64	611 pb	96,84%
		PS196 1-7-27	64	628 pb	99,68%
	Larve	PS67 55-31a	33	758 pb	97,01%
		PS67 55-31b	33	649 pb	96,76%
<b><i>Rhipicephalus bursa</i></b> Séquence GenBank de référence KY678132	Adulte femelle	PS157-1-5-20	06	761 pb	99,21%
	Adulte mâle	PS157-1-5-17a	06	762 pb	99,08%
		PS157-1-5-17b	06	761 pb	99,08%
	Nymphe	PS157-1-7-18	06	688 pb	98,98%
		PS157-1-3-21a	06	590 pb	99,66%
		PS157-1-3-21c	06	613 pb	99,51%
<b><i>Rhipicephalus sanguineus</i></b> Séquence GenBank de référence MF426010	Adulte femelle	PS109 1-2-19	13	636 pb	100%
	Adulte mâle	PS61 1-55-34	11	645 pb	99,84%



### III.D Inventaire, importance relative et distribution géographique des espèces et stases de tiques sur les équidés en France métropolitaine

#### III.D.1 Inventaire et importance relative des différentes espèces de tiques

Parmi les 76233 tiques des équidés collectées sur 203 sites géographiques, 8 espèces différentes ont été identifiées. Les plus fréquemment retrouvées sont *D. reticulatus*, qui représente près de la moitié des tiques collectées en France, *I. ricinus* et *D. marginatus*. *Hyalomma marginatum* représente moins de 9 % des individus retrouvés et 4 espèces sont très minoritairement représentées à moins de 1 % chacune : *Ha. punctata*, *Ha. concinna*, *R. bursa* et *R. sanguineus* (cf. Figure 88). Dans la suite des résultats, pour les *Rhipicephalus*, nous ne parlerons que de *R. bursa* ( $n = 782$ ), *R. sanguineus* n'étant présente qu'en un nombre trop limité d'individus ( $n = 5/76233$ ).

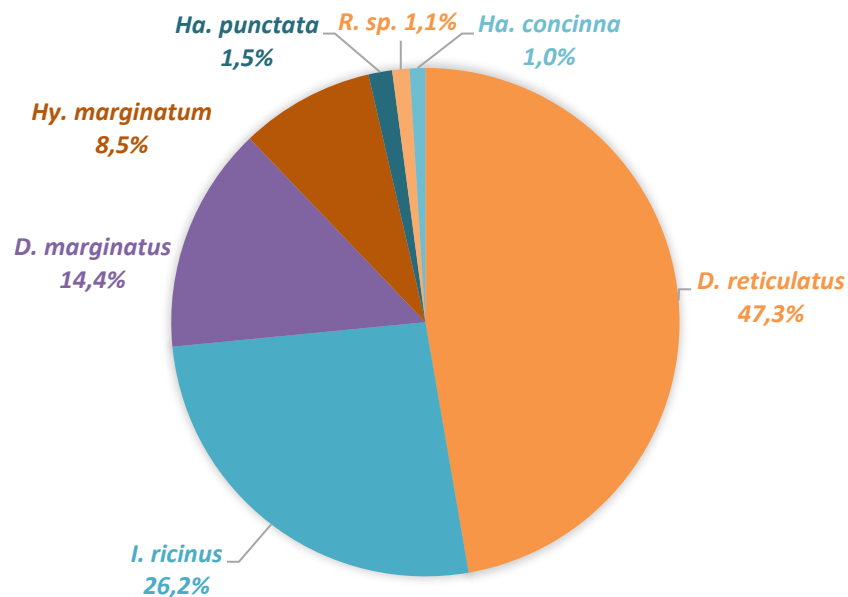


Figure 88 : Importance relative des différentes espèces de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine

#### III.D.2 Répartition des tiques pour chaque espèce en fonction des stases et sexes

##### III.D.2.a Sex-ratio en fonction de l'espèce

Pour les 7 espèces de tiques retrouvées sur les équidés en France, les sex-ratio diffèrent (cf. Figure 89). Le sex-ratio d'*I. ricinus* est particulièrement déséquilibré, avec 89% de femelles retrouvées sur l'hôte (test binomial exact,  $p < 2,2 \times 10^{-16}$ ). Les populations adultes de *D. reticulatus*, *D. marginatus*, *Ha. concinna* et *Ha. punctata* présentent quant à elles une prédominance légère mais significative de femelles. Pour *Hy. marginatum* et *R. bursa*, le sex-ratio apparaît comme significativement équilibré.

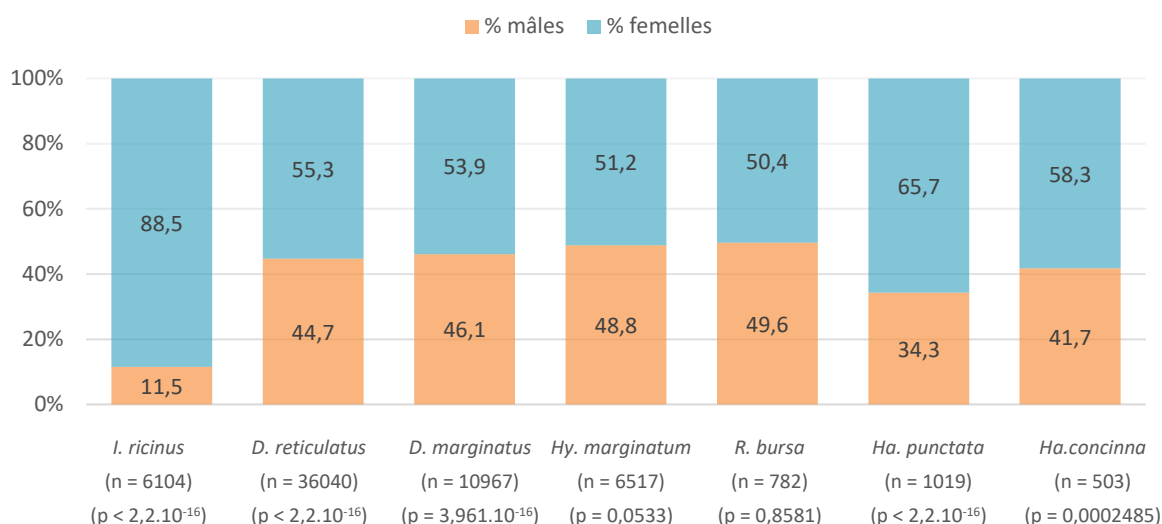


Figure 89 : Sex-ratio au sein de la population d'individus adultes pour chaque espèce de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine

Pour chaque espèce, la p-value du test binomial indique la significativité du déséquilibre du sex-ratio (H<sub>0</sub> : même pourcentage de mâles que de femelles)

### III.D.2.b Proportion des différentes stases pour chaque espèce

#### i Proportions générales

Au sein des différentes populations de tiques identifiées, toutes les stases ne sont pas toujours présentes ou collectées (cf. Tableau IX). En effet, si pour *I. ricinus* et *Ha. concinna*, toutes les stases ont été retrouvées sur les équidés, cela n'est pas le cas pour *D. reticulatus*, *D. marginatus* ou *Hy. marginatum*, qui ne sont retrouvées qu'à la stase adulte. Aussi, *Ha. punctata* et *R. bursa* ont été retrouvées sur les équidés à la stase nymphale mais pas à la stase larvaire.

Tableau IX : Différentes stases de tiques retrouvées sur les équidés en fonction de l'espèce

	<i>I. ricinus</i>	<i>D. reticulatus</i>	<i>D. marginatus</i>	<i>Hy. marginatum</i>	<i>R. bursa</i>	<i>Ha. punctata</i>	<i>Ha. concinna</i>
Adulte	X	X	X	X	X	X	X
Nymphe	X				X	X	X
Larve	X						X

Pour *I. ricinus*, *R. bursa*, *Ha. punctata* et *Ha. concinna*, pour lesquelles des individus immatures sont également présents, les proportions des différentes stases semblent très variables selon les espèces. En effet, si pour les *R. bursa*, *Ha. punctata* et *Ha. concinna*, la population d'adultes est grandement majoritaire, avec notamment près de 93 % d'adultes pour *R. bursa*, la population d'*I. ricinus* identifiée est majoritairement composée de nymphes (68 %).

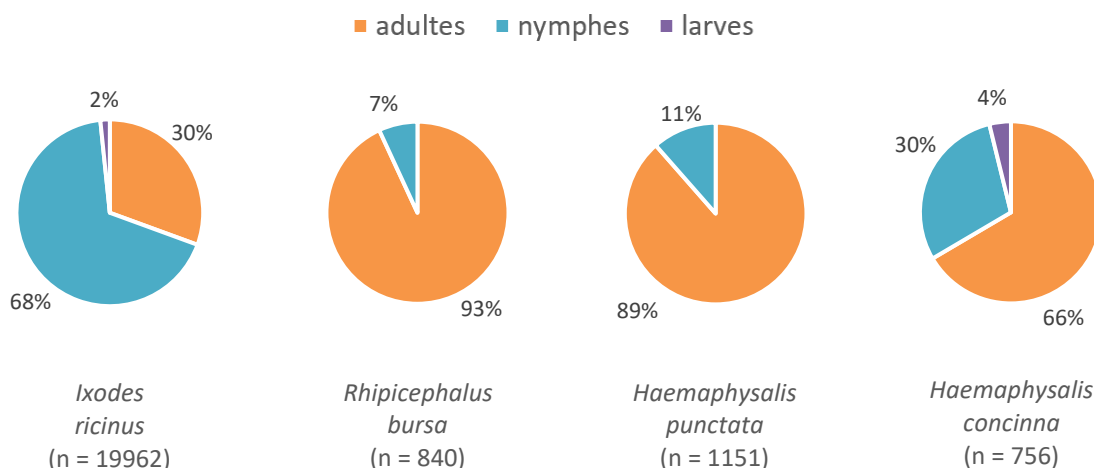


Figure 90 : Proportion des différentes stases retrouvées dans les populations de tiques sur les équidés

## ii Zoom sur *Ixodes ricinus*

Comme vu ci-dessus, *I. ricinus* est la seule espèce présentant une proportion d'individus adultes plus faible que de stades immatures. Curieusement, les adultes d'*I. ricinus* ont été identifiés sur 174 sites (soit 98,9 % des sites où *I. ricinus* a été identifiée) et les stases nymphales sur 146 sites (soit 83,0% d'entre eux) (cf. Figure 91). De plus, sur 2 sites, seules des nymphes ont été retrouvées (en quantité minimale, soit 1 ou 2 individus). Les nymphes sont donc collectées sur moins de sites, mais dans des proportions plus importantes. Les larves quant à elles ont été retrouvées sur 22 sites, soit 12,5% des sites où *I. ricinus* a été identifiée.

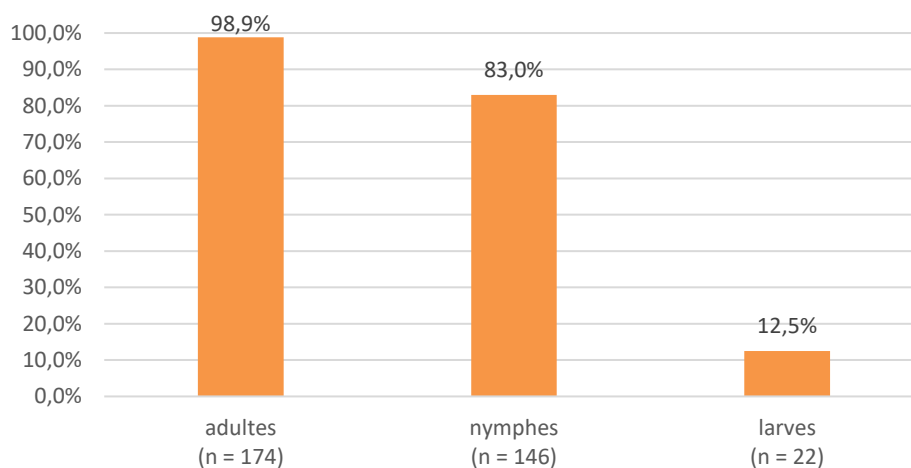


Figure 91 : Pourcentage de sites avec les différentes stases d'*Ixodes ricinus* parmi les 176 sites présentant l'espèce *Ixodes ricinus*

## III.D.3 Distribution géographique

Sur les 203 sites analysés, certaines espèces sont retrouvées sur presque tous les sites tandis

que d'autres sont retrouvées plus exceptionnellement (cf. Figure 92). *Ixodes ricinus* est présente sur 86,7% des sites étudiés. *Dermacentor reticulatus* arrive en deuxième position puisqu'elle est présente sur 74,9% des sites analysés. *Dermacentor marginatus* de son côté est retrouvée sur 44,8% des sites tandis que chacune des autres espèces n'est présente que sur moins de 20% des sites. Voyons maintenant plus en détails la répartition de chaque espèce.

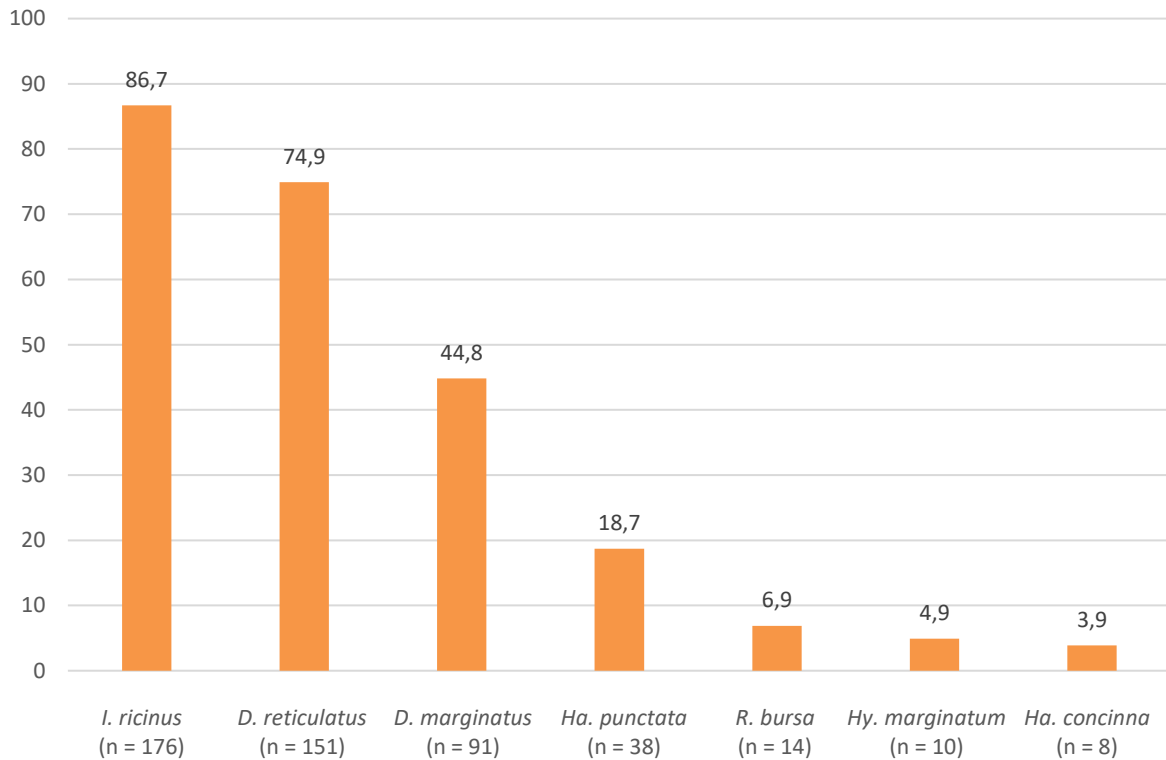


Figure 92 : Pourcentage de sites sur lesquels les différentes espèces de tiques sont retrouvées

### III.D.3.a *Ixodes ricinus*

L'espèce *I. ricinus*, retrouvée sur 86,7% des sites, est ainsi très largement répartie sur le territoire français (cf. Figure 93). En effet, celle-ci est présente dans les 13 régions de France métropolitaine, sur plus d'un site pour chacune des régions (hormis la Corse où elle n'est retrouvée que sur un des deux sites référencés).

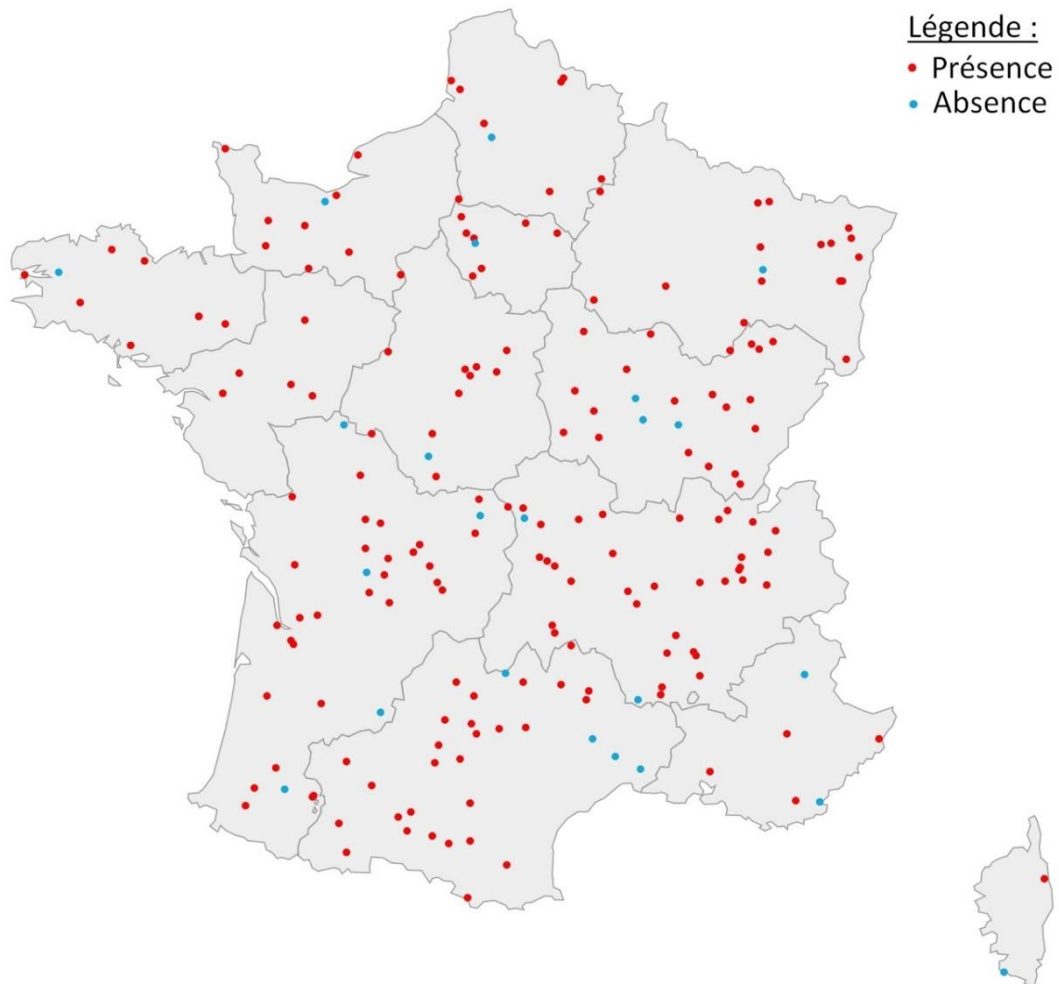


Figure 93 : Distribution géographique d'*Ixodes ricinus* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

### III.D.3.b *Dermaeentor reticulatus*

De la même manière que pour *I. ricinus*, *D. reticulatus*, retrouvée sur une bonne part des différents sites (76,6%), est largement représentée sur le territoire français (cf. Figure 94). On la retrouve sur 12 des 13 régions de France métropolitaine, celle-ci n'ayant pas été retrouvée en Corse.

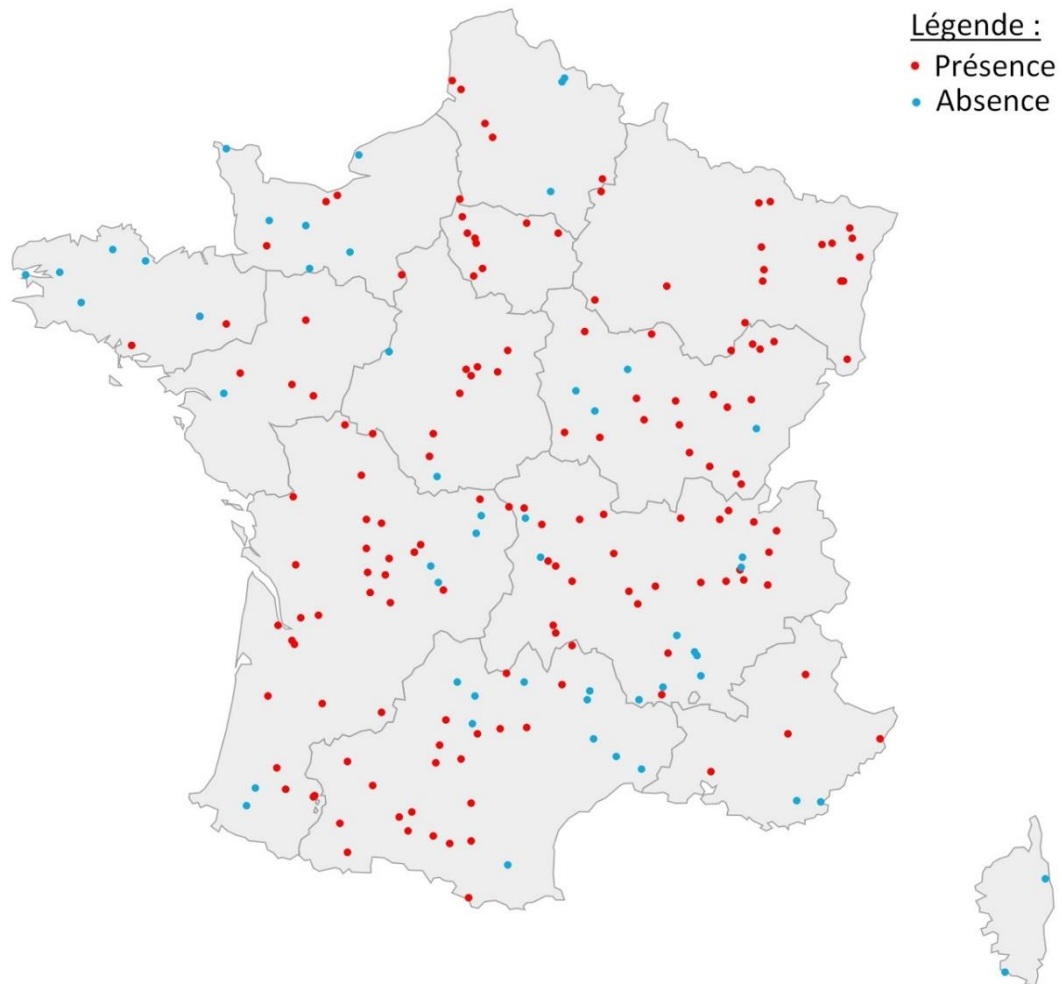


Figure 94 : Distribution géographique de *Dermaeentor reticulatus* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

### III.D.3.c *Dermaeentor marginatus*

*Dermaeentor marginatus*, présente sur moins de la moitié des sites (44,8%), est malgré tout retrouvée sur 10 des 13 régions de France métropolitaine. Sa répartition est nette (cf. Figure 95) : *D. marginatus* n'est pas retrouvée dans le nord et nord-ouest du pays, puisqu'elle n'a pas été mise en évidence en Normandie, dans les Hauts-de-France ni en Ile-de-France, et très peu en Bretagne (un seul site).

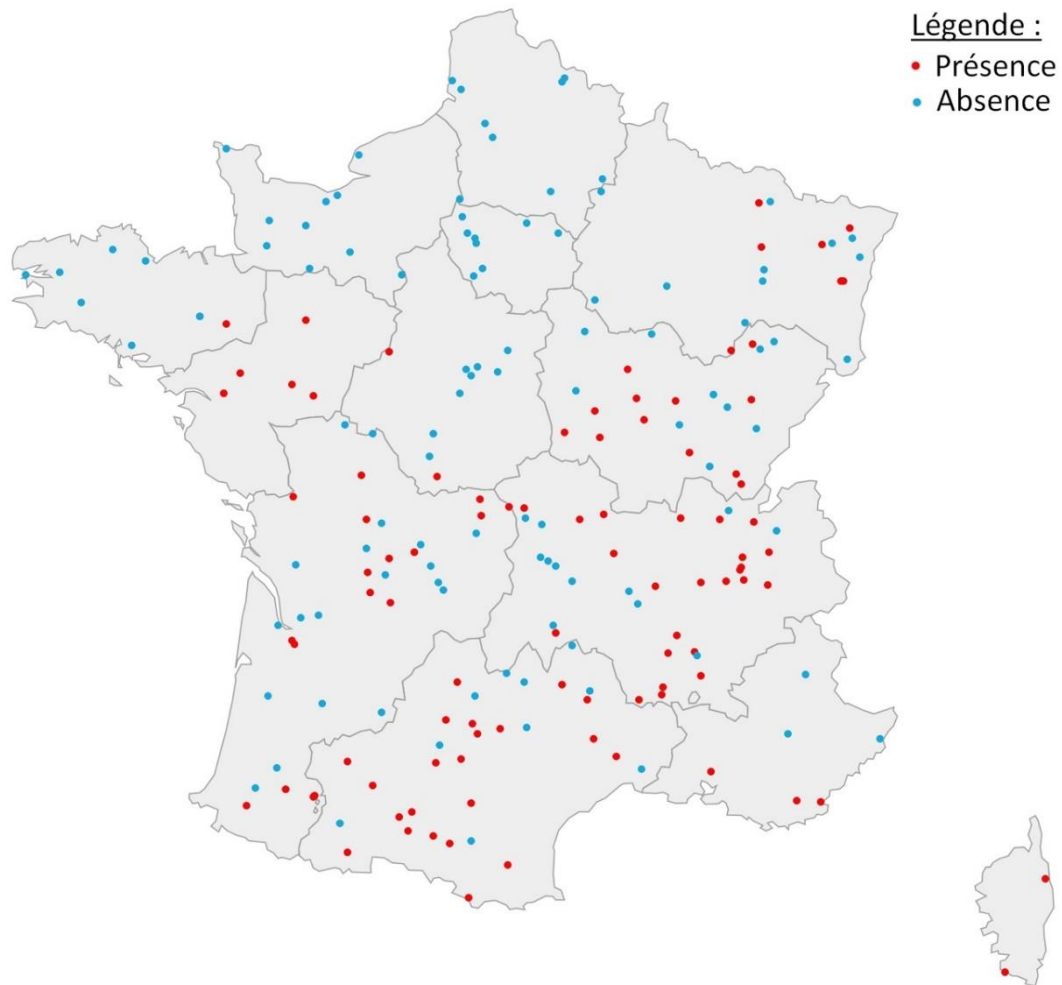


Figure 95 : Distribution géographique de *Dermaeentor marginatus* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

### III.D.3.d *Hyalomma marginatum*

*Hyalomma marginatum*, retrouvée sur moins de 5 % des sites, est présente dans 4 régions : la Provence-Alpes-Côte d'Azur, l'Auvergne-Rhône-Alpes, l'Occitanie et la Corse (cf. Figure 96). Sa répartition sur le territoire français métropolitain est donc limitée au Sud-Est du pays.

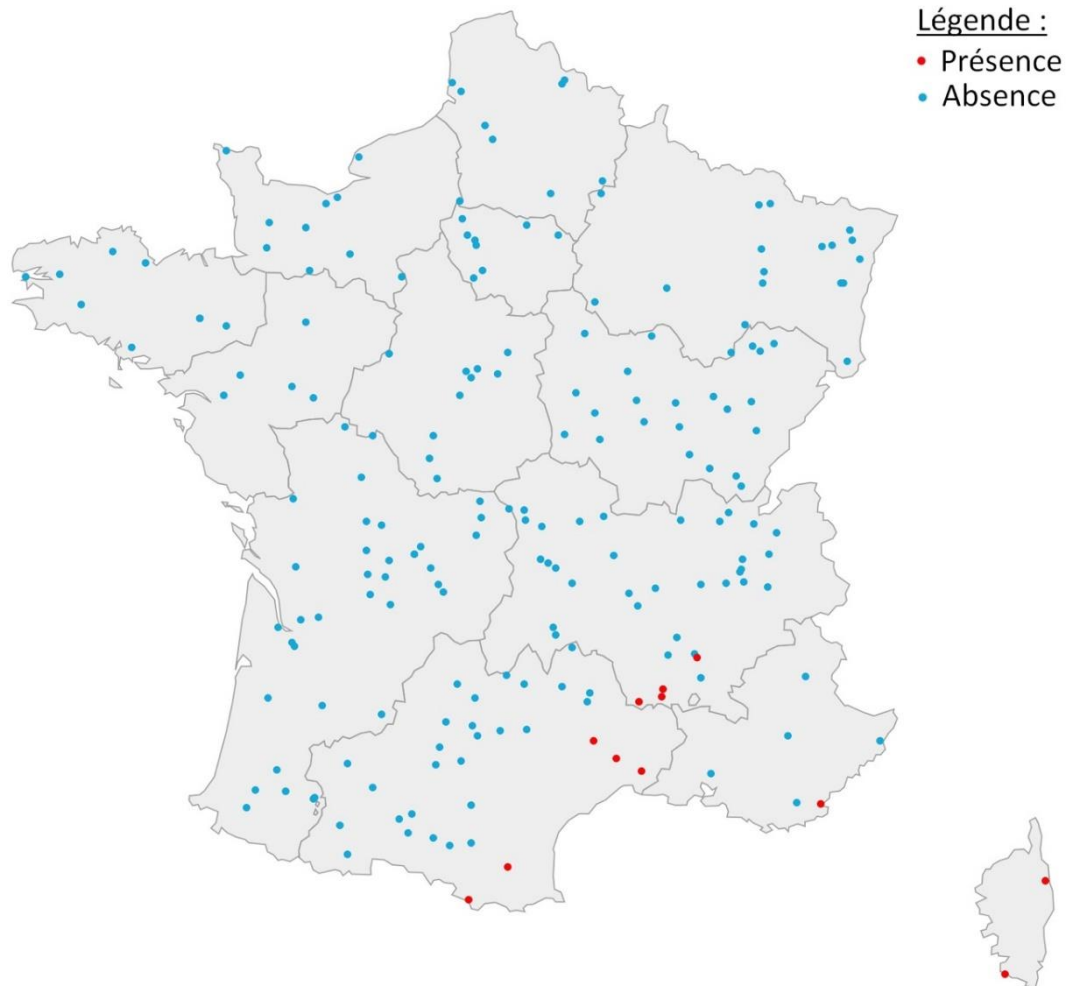


Figure 96 : Distribution géographique de *Hyalomma marginatum* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022



### III.D.3.e *Rhipicephalus bursa*

*Rhipicephalus bursa*, présente sur moins de 7% des sites étudiés, est retrouvée majoritairement au sud du pays dans 5 régions : la Nouvelle-Aquitaine, la Provence-Alpes-Côte d'Azur, l'Auvergne-Rhône-Alpes, l'Occitanie et la Corse (cf. Figure 97). La répartition de cette espèce se rapproche ainsi de celle de *Hy. marginatum* et se retrouve aussi sur la façade atlantique.

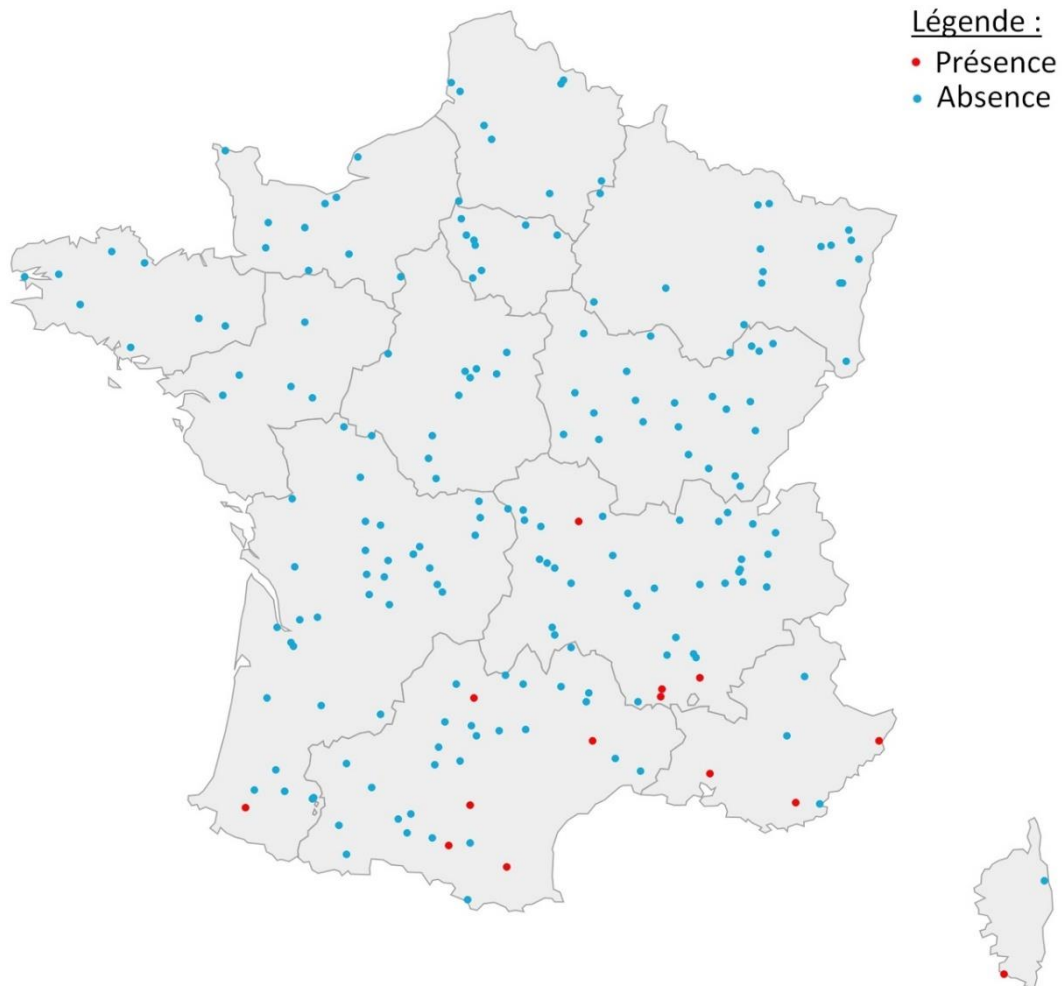


Figure 97 : Distribution géographique de *Rhipicephalus bursa* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

### III.D.3.f *Haemaphysalis punctata*

*Haemaphysalis punctata*, présente sur presque 19% des sites, est retrouvée sur les équidés dans 8 régions de France métropolitaine : Ile-de-France, Pays de la Loire, Nouvelle-Aquitaine, Bourgogne-Franche-Comté, Auvergne-Rhône-Alpes, Provence-Alpes-Côtes d'Azur, Occitanie et Corse (cf. Figure 98). Sa distribution semble être tout de même plus marquée dans la moitié sud du pays.

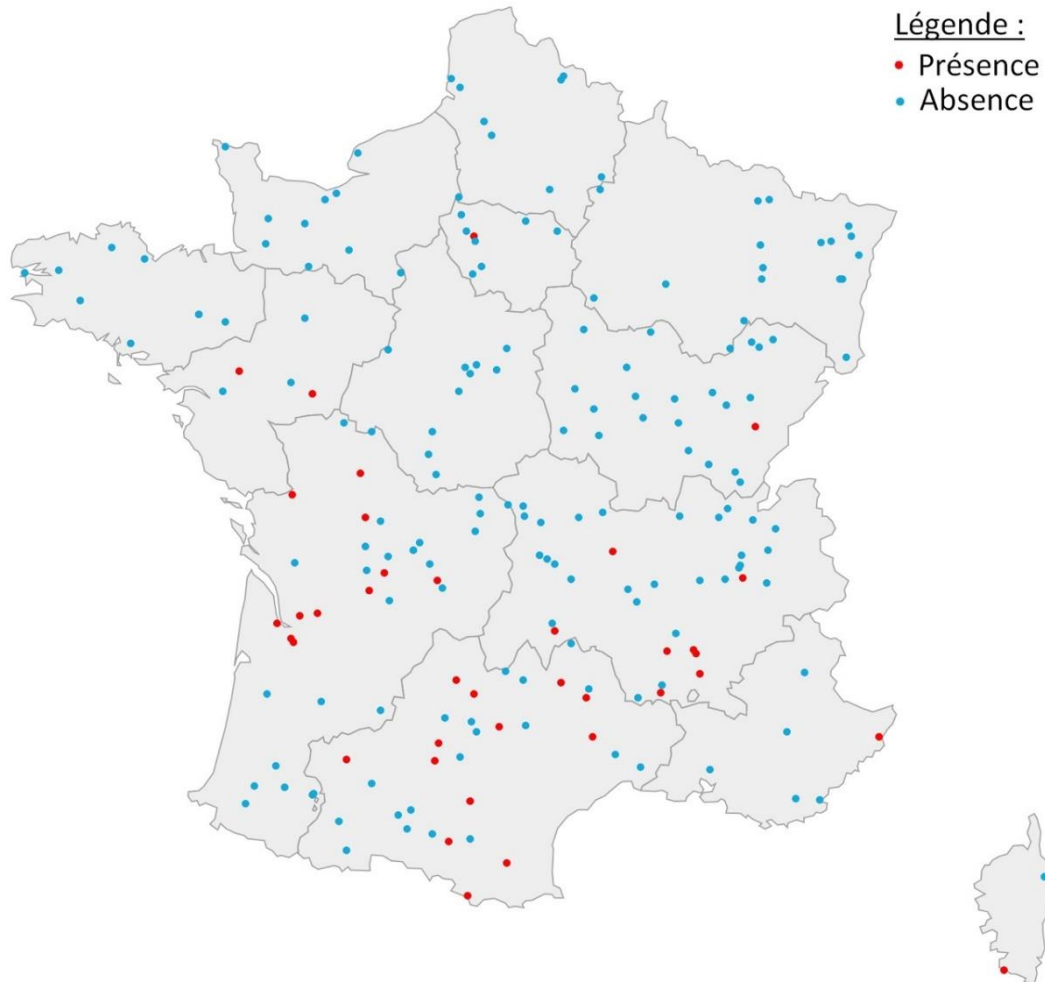


Figure 98 : Distribution géographique de *Haemaphysalis punctata* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

### III.D.3.g *Haemaphysalis concinna*

*Haemaphysalis concinna*, retrouvée sur 3,9% des sites, est l'espèce la moins présente sur les équidés sur le territoire français (cf. Figure 99). Malgré tout, elle couvre sporadiquement 5 régions française : les Hauts-de-France, le Centre-Val de Loire, la Nouvelle-Aquitaine, l'Occitanie et la Provence-Alpes-Côte d'Azur.

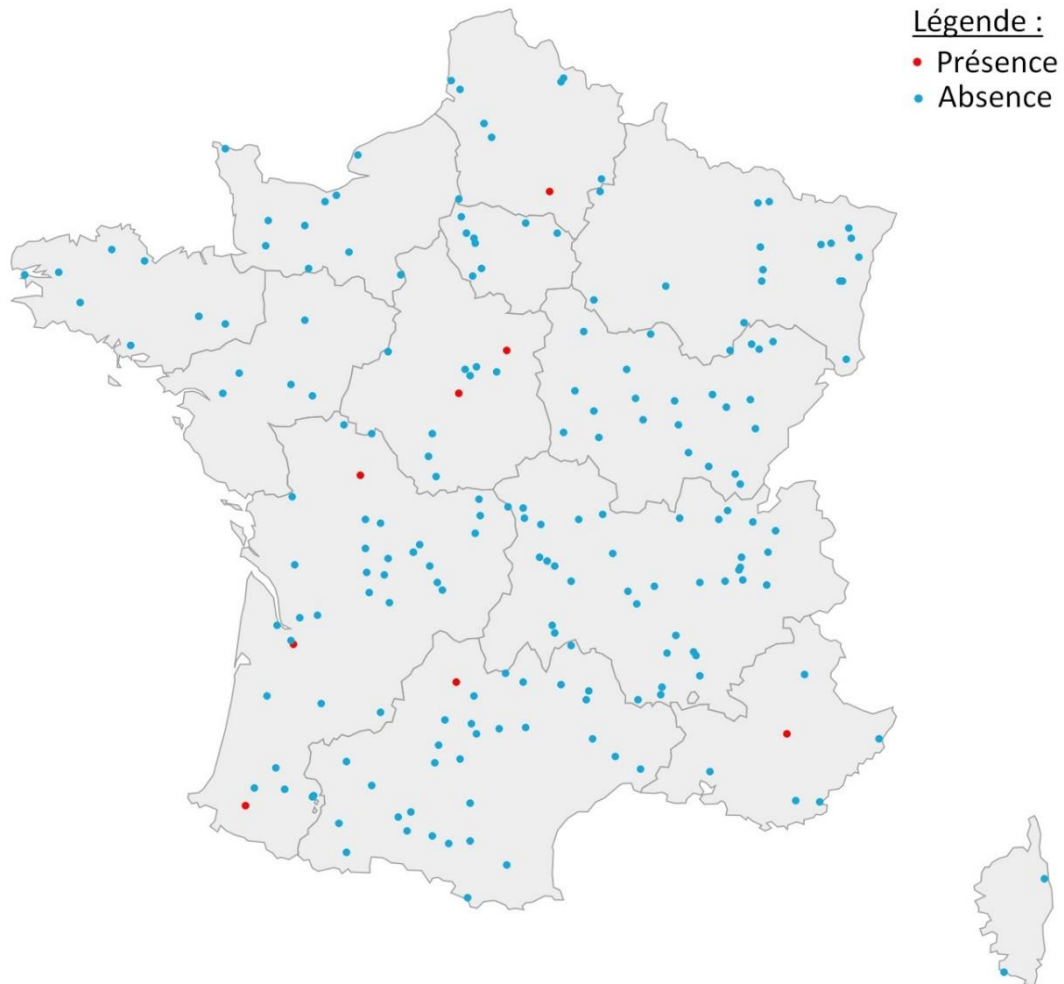


Figure 99 : Distribution géographique de *Haemaphysalis concinna* sur les équidés en France métropolitaine entre juin 2020 et avril 2022

## IV. Discussion

Ce projet, permettant la récolte des tiques directement sur les équidés, est d'une ampleur nouvelle à la fois par le nombre de sites suivis (434) et leur répartition géographique, le nombre de chevaux sur lesquels les tiques sont collectées (plus de 2000), la fréquence de collecte et par la durée de participation.

Durant cette étude préliminaire, 76233 tiques ont été analysées et identifiées sur 203 sites (sur 434 participants). Ces premiers résultats ont été rendus possibles grâce à la science participative, permettant l'obtention de multiples échantillons sur de nombreux sites répartis sur tout le territoire métropolitain français. Aussi, le suivi s'est effectué sur une longue période de 96 semaines, cette période étant ensuite compilée sur l'équivalent d'une année par rang de semaine (semaines 1 à 52).

La collecte sur animaux, répétée et sur une période continue, a permis une approche différente et plus complète que celle classiquement utilisée pour collecter les tiques dans l'environnement, méthode dite « du drapeau ». En effet, la technique utilisée ici représente le contact réel entre les tiques et les animaux dans leur environnement. Elle tient compte des préférences trophiques des tiques et couvre l'ensemble de leurs phases d'activité y compris potentiellement nocturnes. Elle est également moins sensible aux biais de collecte liés à la météorologie (pluie, rosée qui rendent les collectes sur la végétation difficile).

Toutefois, le recours à la science participative impose un biais humain important. Même si les consignes ont été aussi claires que possible au lancement du projet, les collectes réalisées par les participants n'ont pas pu être contrôlées. Plusieurs paramètres importants, comme la restriction de l'inspection aux équidés uniquement (certains participants collectant par exemple des tiques sur leur chien également, mais en l'indiquant sur la fiche de suivi), la rigueur de l'inspection, la fréquence de collecte, ou encore la fidélité au projet sont ainsi difficilement vérifiables.

Le jeu de données obtenu est étalé sur la totalité d'une année, avec une nette augmentation de l'effort d'échantillonnage au printemps et une diminution en été, en lien tout d'abord avec les dates de départ du projet, décalées en fonction de chaque participant. Cela nous permet d'avoir des données sur la dynamique des tiques (espèces, sexes, stases) représentatives de chaque période de l'année. Aussi, le plus faible nombre de sites collectés pendant la période estivale à la date du bilan réalisé n'exercera qu'une influence mineure sur la diversité des tiques analysées, puisque c'est la période de moindre activité de la plupart des stades et espèces, lié à la combinaison d'une température élevée et d'une plus faible hygrométrie. En revanche, le nombre de sites analysés lors de ce bilan est plus élevé au printemps, période d'activité maximale de la plupart des espèces de tiques en France.

### IV.A Population de tiques analysées

#### IV.A.1 Espèces

Au cours de cette étude, 7 espèces de tiques ont été retrouvées sur les équidés : *D. reticulatus*, *I. ricinus*, *D. marginatus*, *H. marginatum*, *Ha. punctata*, *R. bursa* et *H. concinna* [4], [30]. Ces espèces, présentées ici par ordre d'importance quantitative décroissante dans le jeu de donnée global, réalisent leur repas de sang de manière certaine, sur les équidés, entre autres. Accessoirement, une huitième espèce, *R. sanguineus*, a été retrouvée en très faibles quantités sur quelques équidés.

Un atlas photographique avec des clichés de haute qualité pour chacune de ces 8 espèces a été réalisé. Celui-ci permet désormais d'avoir une banque d'illustration, qui sera utilisée par le laboratoire par exemple pour l'illustration d'article ou la réalisation d'un poster à destination des vétérinaires et des particuliers dans un but pédagogique et préventif.

#### IV.A.2 Identification génétique et variations intra-espèces

La majorité des identifications moléculaires des tiques a confirmé les identifications morphologiques, pour les différentes espèces et stases présentes.

Au sein des espèces *I. ricinus*, *D. reticulatus*, *Hy. marginatum*, *H. punctata*, et *R. bursa*, les séquences du gène *cox1* obtenues sont très proches entre elles et avec celle du gène de référence, avec des similarités supérieures à 99,5%.

En revanche, une variation génétique plus forte est observée pour *D. marginatus*, avec des similarités variant de 98,38% à 99,84%, même entre individus collectés sur un même site. Cette variabilité était déjà mise en évidence dans la matrice de similarité des séquences de références du gène *cox1* (cf. Figure 87 partie III.C) entre séquences déposées dans les bases de données internationales.

Cette variabilité est encore plus marquée pour *H. concinna*, avec des taux de similarité avec le gène de référence variant de 96,64% à 99,68%, et de la même façon que pour *D. marginatus*, entre des tiques collectées sur un même site. Cette observation semble corrélée avec les observations réalisées par Răileanu, Tauchmann et Silaghi (2022) sur *Ha. concinna* en Allemagne [102]. Il semble donc qu'il y ait une forte hétérogénéité des individus au sein de l'espèce *Ha. concinna*, voire des sous-populations ou des sous-espèces.

Morphologiquement, des fortes ressemblances entre individus au sein de certaines espèces ou au contraire, des différences dans d'autres cas, ont été remarquées mais pas analysées de façon plus approfondie. Pour *I. ricinus*, *Hy. marginatum*, *R. bursa*, *H. punctata* et *H. concinna*, la ressemblance entre les individus de chaque espèce était notable puisqu'aucune variation individuelle morphologique n'a été remarquée, sauf dans la taille. Cependant, de nombreuses variations morphologiques ont été notées chez les deux espèces de *Dermacentor* notamment sur la longueur du rostre et la taille des épines de la base des palpes. Il ne semble pas y avoir de lien entre variations morphologiques et variabilité génétique. En effet, aucune variation morphologique n'a été notée pour *Ha. concinna* malgré deux groupes génétiques très différents. Pour *Dermacentor*, il peut y avoir, selon l'espèce, des variations morphologiques avec (*D. marginatus*) ou sans (*D. reticulatus*) variabilité génétique. Ainsi il semble qu'au sein de chaque espèce, des évolutions différentes soient présentes.

La seule erreur d'identification a été la confusion entre *R. bursa* et *R. sanguineus*, pour 5 individus au total. *Rhipicephalus sanguineus* n'est connue pour ne parasiter que les chiens, et n'est pas recensée sur les équidés dans la littérature. Cependant, il semblerait qu'elle puisse parasiter d'autres animaux que le chien lors de « la disparition de son hôte de prédilection »[3]. Après vérification auprès des deux candidats concernés sur leur méthode de collecte, il semblerait que ces tiques aient bien été retrouvées sur les équidés. En revanche, nous manquons de précision pour savoir si elles étaient effectivement fixées sur les équidés, réalisant un repas de sang, ou seulement de passage. Ainsi, soit *R. sanguineus* a la capacité de parasiter les équidés de manière ponctuelle, soit elle a été collectée sur les équidés sans y avoir été fixée au préalable. Aussi, *R. bursa* ayant une morphologie très proche de celle de *R. sanguineus* et l'identification des individus étant essentiellement visuelle et dépendante d'un seul opérateur, il est pertinent de se questionner quant à la présence éventuelle d'autres *R. sanguineus* dans nos échantillons. En revanche, après confirmation de nos identifications grâce aux critères morphologiques (présence de nombreuses soies en face ventrale sur le rostre de *R. sanguineus*), il s'avère que les populations de *R. sanguineus* confirmées sont très différentes de celles de *R. bursa*. *Rhipicephalus sanguineus* présentait des effectifs très faibles, de l'ordre de quelques adultes ponctuellement. Ce critère de population contraste avec *R. bursa*, caractérisé par des populations d'effectifs supérieurs, présentes sur plusieurs semaines consécutives sur un site, avec présence conjointe des deux sexes de l'adulte et de nymphes.

### IV.A.3 Stases

D'après la littérature, pour *I. ricinus*, les individus parasitant les équidés sont les adultes et les nymphes [33]. Dans notre étude, pour cette espèce, les adultes sont présents quasi systématiquement. Les nymphes, quant à elles, sont présentes dans 83% des sites, représentant 68% de la population totale. Enfin, des larves ont été retrouvées fixées sur les équidés dans 12,5% des sites, ce qui nous laisse penser que toutes les stases de l'espèce *I. ricinus* parasitent les équidés. En effet, les larves y sont décrites comme parasitant essentiellement les petits mammifères et n'ont pas été retrouvées sur les équidés jusqu'alors. De toute petite taille, elles sont d'ailleurs très probablement sous-représentées ici car difficilement visibles à l'œil nu au milieu des poils. Elles ont certainement été repérées par les sentinelles les plus minutieuses.

*Dermacentor reticulatus* et *D. marginatus* étant décrits comme ditropes avec des individus immatures endophiles, il est normal de n'observer que des individus adultes sur les équidés dans notre étude [4], [40]. De la même manière, les stases immatures de *Hy. marginatum*, autre espèce ditrope, ne sont pas retrouvées sur les chevaux [45].

Pour *Ha. punctata* et *Ha. concinna*, les adultes représentent ici plus des  $\frac{3}{4}$  de la population retrouvée sur les équidés, en lien avec leur caractère ditrope. Les stases immatures, plus particulièrement les larves, sont peu représentées, surtout pour *Ha. punctata*, pour laquelle aucune larve n'a été retrouvée. De la même manière que pour les autres espèces, la population des stases immatures est très probablement sous-estimée du fait de la petite taille des individus [32].

*Rhipicephalus bursa* étant décrite comme diphasique et monotrope, il semble surprenant ici d'observer une population de nymphes et de ne pas retrouver de stase larvaire [4]. En effet, les équidés semblent être un de leurs hôtes de prédilection, et la présence de nymphes laisse sous-entendre que des larves étaient présentes avant (mue de la larve gorgée sur l'hôte sans détachement, et prise d'un nouveau repas par la nymphe sur le même hôte). Cette anomalie peut sans doute s'expliquer par la taille réduite des larves, ne permettant pas leur détection aisée lors de l'inspection.

### IV.A.4 Sex-ratio

Pour les 6 espèces de Metastrata, *D. reticulatus*, *D. marginatus*, *Ha. Punctata*, *Ha. concinna*, *Hy. marginatum* et *R. bursa*, les femelles ont été retrouvées en quantité comparable (*Hy. marginatum*, *R. bursa*) ou en quantité légèrement mais significativement supérieure comparativement aux mâles pour les 4 autres. La présence de mâles en grande quantité sur l'hôte est normale chez les Metastrata, car les mâles ont besoin de se nourrir, même avec un volume sanguin moindre que celui des femelles, pour atteindre leur maturité sexuelle et pouvoir assurer la reproduction [1]. Le gonflement du mâle est d'ailleurs aussi limité par le conscutum chitineux. Chez *Dermacentor*, pour les deux espèces, le sex-ratio est presque équilibré, alors qu'il est assez déséquilibré chez les deux espèces d'*Haemaphysalis*, très marqué chez *Ha. punctata*. Cette différence pourrait s'expliquer soit par la plus petite taille des mâles d'*Haemaphysalis* qui rend leur collecte plus difficile que celle des mâles de *Dermacentor*, soit par la possibilité ou non de ces mâles de réaliser plusieurs copulations. Si le mâle a la capacité de réaliser plusieurs copulations, il y a alors plus de chance qu'il reste longtemps sur l'hôte et qu'il soit donc collecté. Cependant, les mâles ne sont pas retrouvés accouplés avec les femelles, alors que c'est le cas la plupart du temps pour *I. ricinus*.

Pour *I. ricinus*, seule espèce Prostrata retrouvée sur les équidés, la situation est différente : l'absence de repas de sang pour le mâle, qui est déjà mature sexuellement, justifie qu'il ne soit présent sur l'hôte que pour la recherche d'une femelle afin de copuler. La fécondation des femelles sur la végétation a été décrite et semble se produire proportionnellement à la taille de la population d'adultes en quête. Plus les populations sont abondantes, plus les chances de se trouver sur la

végétation ensemble et de s'accoupler sont élevées [6]. La très faible proportion de mâles (11,5 %) collectée semble indiquer que la fécondation sur la végétation se produit de façon peut-être plus fréquente qu'estimé jusqu'ici. D'ailleurs, la majorité des individus mâles retrouvés ici était en copulation avec une femelle. Aussi, sa taille plus petite comparativement à celle de la femelle rend sa détection plus difficile.

## IV.B Répartition géographique des espèces de tiques

Comme décrit dans la littérature, *I. ricinus*, espèce ubiquiste, est très largement répartie sur le territoire [7], [37]. Dans notre étude, elle est l'espèce de tique la mieux répartie chez les chevaux sur le territoire français métropolitain, car elle est présente dans toutes les régions et sur 86,7% des sites. En revanche, les effectifs des populations observées sont réduits puisqu'elle ne représente que 26,2% de la population globale analysée. Parmi les sites où *I. ricinus* n'est pas identifiée, plusieurs ne sont représentés que par des collectes hivernales, période la plus défavorable à l'activité de cette tique. Il est donc probable que la répartition soit encore plus importante que celle déjà mise en évidence. En revanche, son absence de sites localisés dans le sud de la France s'explique par le fait que cette espèce de tiques redoute les environnements trop chauds et trop secs [4], [7].

*Dermacentor reticulatus* est la deuxième espèce retrouvée en termes de répartition géographique, puisqu'on la retrouve sur 12 régions et sur près de 75% des sites étudiés. Les populations observées sont de grandes tailles, puisqu'elles représentent quantitativement 47,3% de la population globale analysée. En revanche, sa présence en Bretagne n'est pas aussi évidente que dans les descriptions du Centre européen de prévention et de contrôle des maladies (ECDC), pour qui la présence dans les 4 départements bretons est avérée [36], [38]. Cette différence peut s'expliquer par le fait que les résultats de l'ECDC sont basés sur une collecte de données globale, tandis que nous nous intéressons seulement aux équidés sur 8 sites uniquement pour ces départements. Par ailleurs, l'ECDC ne disposant pas de données pour *D. marginatus*, il n'est pas exclu que les deux espèces aient été confondues.

*Dermacentor marginatus*, est répartie largement sur le territoire français, puisqu'elle est retrouvée ici sur près de la moitié des sites. Elle est la troisième espèce retrouvée en termes d'effectif, puisqu'elle représente 14,4% des tiques analysées. En revanche, elle n'est pas retrouvée dans le nord-ouest du pays, contrairement aux descriptions de la littérature [43]. Cette différence s'explique probablement par notre méthode de collecte, uniquement sur les équidés, et par un effort d'échantillonnage encore limité dans le temps.

*Hyalomma marginatum* est retrouvée essentiellement sur les équidés dans le sud-est de la France, surtout autour du bassin méditerranéen, comme décrit dans la littérature [38], [40]. Si sa distribution est restreinte, elle représente tout de même 9% de la totalité des tiques collectées, car elle est souvent présente sous forme de populations très abondantes.

*Rhipicephalus bursa* semble peu représentée sur le territoire français, puisqu'elle est retrouvée sur seulement 7% des sites. On la trouve essentiellement dans le sud de la France, autour du bassin méditerranéen, en lien avec son caractère thermophile [4], [50]. Quantitativement, les populations de *R. bursa* sont très réduites, puisqu'elles ne représentent que 1% des tiques collectées. Cet effectif réduit peut s'expliquer par un faible attrait pour les équidés et une absence d'hôte de prédilection dans les zones de collecte, comme les ruminants [49], [53]. Aussi, son caractère thermophile, avec une adaptation aux régions africaines, peut limiter la réalisation d'un cycle suffisamment efficace sur le territoire français pour obtenir des populations de grande taille.

*Haemaphysalis punctata*, présente sur 18,7% des sites analysés, est essentiellement répartie sur la moitié sud du territoire métropolitain français, comme décrit dans la littérature [1], [32]. Cette



espèce est présente sous forme de petites populations puisqu'elle ne représente que 1,5% des tiques collectées. Cette particularité peut aisément s'expliquer par la préférence de cette espèce pour les petits mammifères et les oiseaux, les équidés n'étant choisis comme hôte que de manière occasionnelle [32], [53].

*Haemaphysalis concinna* semble très peu présente chez les équidés sur le territoire français métropolitain car elle ne représente que 1% du jeu de données. Aussi, on la retrouve sur seulement 4% des sites étudiés. Ces observations coïncident avec le caractère exigeant de cette espèce, nécessitant une hygrométrie élevée. De plus, de la même manière que *Ha. punctata*, les équidés ne sont pas des hôtes de prédilection pour cette espèce [32], [53].

Ainsi, la grande variété de climat sur le territoire métropolitain a permis l'installation de nombreuses espèces à différents endroits en fonction de leurs exigences et a donc un impact majeur sur la répartition des espèces. Cette première étude permet d'avoir une idée de la répartition des différentes espèces sur le territoire. Cependant, la durée insuffisante de cette étude ne nous a pas permis de faire une analyse temporelle en fonction des saisons. Une analyse plus développée, sur une période plus importante sera réalisée par la suite, afin de connaître les variations des différentes espèces et stases en fonction des variations météorologiques.

#### IV.C Rôle vectoriel des tiques

Parmi les populations analysées, plusieurs espèces décrites comme vectrices de piroplasmose équine ont été retrouvées sur les équidés : *D. reticulatus*, *D. marginatus*, *Hy. marginatum* et *R. bursa* [4], [41], [42]. Ces quatre espèces représentent plus de 70% de la population totale collectée ici en France métropolitaine sur les équidés, répartie sur 90% des sites étudiés.

*Dermacentor reticulatus* et *D. marginatus* représentent à elles deux 62% de la totalité des tiques identifiées et sont réparties largement sur le territoire français métropolitain. Vectrices des deux piroplasmose équine, il en découle que leur rôle est vraisemblablement prédominant dans la transmission de la piroplasmose équine en France [4], [41], [42].

La présence de *Hy. marginatum* et *R. bursa* autour du bassin méditerranéen, en tant que tiques potentiellement vectrices des deux piroplasmose, représente également un facteur de risque important d'infection des équidés par la piroplasmose. De plus, pour *Hy. marginatum*, la très grande taille des populations et sa grande affection pour les équidés, qui est un hôte de prédilection, augmentent fortement la probabilité de transmission de *T. equi* et de *B. caballi* [45].

Ainsi, la présence des *Dermacentor* sur la totalité du territoire français et de *Hy. marginatum* et *R. bursa* au sud du pays, coïncide avec la séroprévalence connue de la piroplasmose équine. En effet, de la même manière que ses vecteurs, celle-ci est présente sur la totalité du territoire, faisant de chaque région une zone à risque, avec une prévalence bien plus marquée sur la moitié sud [56].

*Ha. punctata* et *Ha. concinna*, peu présentes sur le territoire français et n'étant pas des vecteurs connus de la piroplasmose équine, ne présentent probablement pas un facteur de risques dans sa transmission. Enfin, si *I. ricinus* est la tique la plus largement répartie sur les sites en France métropolitaine, sa présence n'est cependant pas un facteur de risque pour la transmission de la piroplasmose équine puisque cette dernière n'est pas un vecteur compétent. Elle reste cependant un danger sur tout le territoire en termes de santé animale et humaine en tant que vectrice d'autres maladies, comme l'anaplasmose et la maladie de Lyme dont les prévalences sont inconnues à ce jour en France.

# Conclusion

Partout dans le monde, les tiques jouent un rôle très important en santé animale et humaine, en tant que vectrices de nombreuses affections virales, bactériennes ou parasitaires, et la connaissance de leur biologie représente ainsi un fort enjeu médical et économique.

Chez les équidés en France métropolitaine, sept espèces de tiques dures ont donc été identifiées dans notre étude comme des parasites réguliers :

- *Ixodes ricinus*,
- *Dermacentor reticulatus*,
- *Dermacentor marginatus*,
- *Hyalomma marginatum*,
- *Rhipicephalus bursa*,
- *Haemaphysalis punctata*,
- *Haemaphysalis concinna*.

Leur répartition géographique, dépendante de leurs préférences en termes d'environnement et de climat, s'étend à ce jour, sur la totalité du territoire pour *I. ricinus*, *D. reticulatus* et *D. marginatus* et sur la moitié sud du pays pour *Hy. marginatum*, *R. bursa* et *Ha. punctata*, qui se retrouvent surtout en zone méditerranéenne. *Haemaphysalis concinna* est quant à elle installée mais de manière plus sporadique sur le territoire.

Parmi ces sept espèces, quatre sont identifiées comme potentiellement vectrices d'un ou des deux agents de la piroplasmose équine, *T. equi* et *B. caballii* : *Dermacentor reticulatus*, *D. marginatus*, *Hy. marginatum* et *R. bursa*. La présence de ces quatre espèces de tiques, soit sur la totalité du territoire, soit autour du bassin méditerranéen, constitue un facteur de risque déterminant de contamination des équidés par la piroplasmose équine. Des études complémentaires sont maintenant nécessaires pour déterminer le rôle relatif de chacune de ces espèces dans cette transmission.



## Bibliographie

- [1] J.-B. François (2008). *Les tiques chez les bovins en France*. Thèse de doctorat en pharmacie. Nancy : Université Henri Poincaré, 128 p.
- [2] G. Duvallet, D. Fontenille, V. Robert (2017). *Entomologie médicale et vétérinaire*. Marseille : IRD Editions, 688 p.
- [3] K. McCoy, N. Boulanger (2015). *Tiques et maladies à tiques*. Marseille : IRD Editions, 336 p.
- [4] C. Pérez-Eid (2009) *Les tiques : Identification, biologie, importance médicale et vétérinaire*. Paris : Lavoisier, 328 p.
- [5] A. L. Carr, R. D. Mitchell, A. Dhammi, B. W. Bissinger, D. E. Sonenshine et al (2017). Tick haller's organ, a new paradigm for Arthropod olfaction: how ticks differ from insects. *International Journal of Molecular Sciences*, vol. 18, no. 7.
- [6] J. S. Gray (1987). Mating and behavioural diapause in *Ixodes ricinus* L.. *Experimental & Applied Acarology*, vol. 3, no. 1, p. 61-71.
- [7] M. Guetard (2001). *Ixodes ricinus : morphologie, biologie, élevage, données bibliographiques*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Ecole Nationale Vétérinaire, 196 p.
- [8] A. Estrada-Peña, J. M. Venzal (2006). Changes in habitat suitability for the tick *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) in Europe (1900-1999). *Ecohealth*, vol. 3, no. 3, p. 154-162.
- [9] W. P. Gardiner, J. S. Gray (1986). A computer simulation of the effects of specific environmental factors on the development of the sheep tick *Ixodes ricinus* L. *Veterinary Parasitology*, vol. 19, p. 133-144.
- [10] C. Mermod, A. Aeschlimann, J.-F. Graf (1974). Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse - Deuxième note : comparaison des populations 1972 et 1973. *Acarologia*, vol. 4, p. 612-620.
- [11] C. Perez-Eid, F. Rhodain (1977). Biologie d'*Ixodes ricinus* L., 1758. Ecologie, cycle évolutif. *Bulletin de la société de pathologie exotique*, vol. 70, p. 187-192.
- [12] S. Autier (2010). *La piroplasmose du cheval. Possibilité d'une recrudescence des infections transmises à l'homme et à l'animal et liées à la pullulation des tiques*. Thèse de doctorat en pharmacie. Limoges : Université de Limoges, 118 p.
- [13] A. D. Lees, A. Milne (1951). The seasonal and diurnal activities of individual sheep ticks (*Ixodes ricinus*). *Parasitology*, vol. 41, no. 3-4, p. 189-208.
- [14] T. Hoch, A. Madouasse, M. Jacquot, F. Beugnet, L. Bournez, et al. (2022). Seasonality of host-seeking *Ixodes ricinus* nymph abundance in relation to climate. bioRxiv. doi : <https://doi.org/10.1101/2022.07.25.501416>.
- [15] A. Perrin (2007). *Dermatoses parasitaires des Ruminants*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon : Université Claude-Bernard, 99 p.
- [16] J. S. H. Klompen, W. C. Black, J. E. Keirans, J. H. Oliver (1996). Evolution of ticks. *Annual Review of Entomology*, vol. 41, no. 1, p. 141-161.

- [17] T. Smith, F. Kilborne (1893). *Investigations into the nature, causation and prevention of Texas or southern cattle fever*. Medicine in the Americas, 1610-1920. Washington: Government Printing Office, 301 p.
- [18] A. Azad, S. Bathold, L. Lobes, R. Smith, E. Stromdahl (2011). *Critical needs and gaps in understanding prevention, amelioration, and resolution of Lyme and other tick-borne diseases*. Washington: National Academies Press (US), 560 p.
- [19] D. E. Sonenshine, R. M. Roe (2013). *Biology of ticks*. New York: Oxford University Press, 560 p.
- [20] Agence Régionale de Santé (2014). Surveillance des maladies transmises par les tiques - Réseau Franche-Comté 2010-2012. *Bulletin d'information n°2 - Période de surveillance du 1<sup>er</sup> avril au 31 mars 2012*. Saint-Maurice : Institut de veille sanitaire, 8 p.
- [21] J. Maslin, F. Beugnet, B. Davoust, F. Klotz (2004). Babésioses. *EMC - Maladies Infectieuses*, vol. 1, no. 4, p. 281-292.
- [22] S. Bouchaour, N. Azzag, F. Ghalmi, F. Chine (2016). Revue bibliographique sur l'hépatozoonose canine. *Médecine vétérinaire*, vol. 167, p. 7-8.
- [23] N. Mapholi, C. M. Marufu, A. Maiwashe, C. B. Banga, V. Muchenje *et al.* (2014). Towards a genomics approach to tick (Acari: Ixodidae) control in cattle. *Ticks and Tick-borne Diseases*, vol. 5, no. 5, p. 475-483.
- [24] ANMV ANSES. Résumé des caractéristiques du produit : Sébacil 50% solution [en ligne]. <http://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=SEBACIL+50+%25+SOLUTION> (consulté 16/09/2021).
- [25] I. Cumenge (2010). *Vademecum de thérapeutique en dermatologie chez les équidés*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon 1 : Université Claude-Bernard. 172 p.
- [26] G. Bourdoiseau (2015). La résistance aux antiparasitaires : risques, prévention. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*, vol. 4, no. 168, p. 297-302.
- [27] R. J. Miller, J. E. George, F. Guerrero, L. Carpenter, J. B. Welch (2001). Characterization of acaricide resistance in *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille) (Acari: Ixodidae) collected from the corozal army veterinary quarantine center, Panama. *Journal of Medical Entomology*, vol. 38, no. 2, p. 298-302.
- [28] L. G. Copping (2001). *The BioPesticide Manual: a world compendium*, 2nd edition. Farnham : British Crop Protection Council, 528 p.
- [29] Réseau d'Epidémiologie-Surveillance en Pathologie Équine (RESPE). Piroplasmoses [en ligne]. <https://respe.net/maladie-equine/pirolike/piroplasmose/> (consulté le 29/09/2021).
- [30] A. Agoulon, S. Bastian, R. Barosi, P. Benezech, C. Bonsergent, *et al.*. Qui sont ces tiques parasitant vos équidés en France métropolitaine ? Journées Sciences & Innovations Equines (JSIE), juin 2022, Saumur, France.
- [31] Santé publique France. Borréliose de Lyme [en ligne]. <https://www.santepubliquefrance.fr/maladies-et-traumatismes/maladies-a-transmission-vectorielle/borreliose-de-lyme/la-maladie/> (consulté le 11/10/2021).
- [32] A. Estrada-Peña, A. D. Mihalaca, T. N. Petney (2013). *Ticks of Europe and North Africa: A guide to species identification*. (n.p): Springer Cham, p. 79-349.

- [33] C. M. Butler, M. M. Sloet Van Oldruitenborgh-Oosterbaan, T. A. E Stout, F. Jongejan, A. H. Werners *et al.* (2016). Classification of ticks collected from horses in the Netherlands in 2008-2009 and identification of the (zoonotic) agents they contain. *Pferdeheilkunde*, vol. 32, no. 4, p. 329-334.
- [34] M. Adamska, B. Skotarczak (2017). Molecular detecting of piroplasms in feeding and questing *Ixodes ricinus* ticks. *Annals of Parasitology*, vol. 63, p. 21-26.
- [35] A. Iori, S. Gabrielli, P. Calderini, A. Moretti, A. Pietrobelli, *et al.* (2010). Tick reservoirs for piroplasms in central and northern Italy. *Veterinary Parasitology*, vol. 170, no. 3-4, p. 291-296.
- [36] B. Gilot, C. Perez-Eid (1998). Bio-écologie des tiques induisant les pathologies les plus importantes en France. *Médecine et Maladies Infectieuses*, vol. 28, no. 4, p. 325-334.
- [37] B. Doche, B. Gilot, B. Degeilh, J. Pichot, C. Guiguen (1993). Utilisation de l'indicateur végétal pour la cartographie d'une tique exophile à l'échelle de la France : exemple d'*Ixodes ricinus* (Linné, 1758), vecteur de la Borréliose de Lyme. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, vol. 68, no. 4, p. 188-195.
- [38] European Centre for Disease Prevention and Control and European Food Safety Authority. Tick maps [en ligne]. <https://www.ecdc.europa.eu/en/disease-vectors/surveillance-and-disease-data/tick-maps> (consulté le 09/06/2022).
- [39] Galerie du Monde des insectes. Ixodida [en ligne]. <https://www.galerie-insecte.org/> (consulté le 29/09/2022).
- [40] M. Lamontellerie (1965). Les Tiques (Acarina, Ixodoidea) du Sud-Ouest de la France. *Annales de Parasitologie*, vol. 40, p. 87-100.
- [41] F. Beugnet, G. Fayet, J. Guillot. E. Grange, I. Desjardins, *et al.* (2005). *Abrégé de parasitologie des équidés*. Volume 1. (n.p): Kalianxis.
- [42] G. A. Scoles, M. W. Ueti (2015). Vector ecology of equine piroplasmiasis. *Annual Review of Entomology*, vol. 60, p. 561-580.
- [43] F. Rubel, K. Brugger, M. Pfeffer, L. Chitimia-Dobler, Y.M. Didyk *et al.* (2016). Geographical distribution of *Dermacentor marginatus* and *Dermacentor reticulatus* in Europe. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, vol. 7, no. 1, p. 224-233.
- [44] C. Houry, G. Manilla, and M. Maroli (1994). Parasitic horse ticks in Italy. Observations on their distribution and pathogenic role. *Parassitologia*, vol. 36, p. 273-279.
- [45] F. Stachurski, L. Vial (2018). Installation de la tique *Hyalomma marginatum*, vectrice du virus de la fièvre hémorragique de Crimée-Congo, en France continentale. *Bulletin Epidémiologique*, vol. 84, no. 9, p. 37-41.
- [46] L. N. Wise, L. S. Kappmeyer, R. H. Mealey, D. P. Knowles (2013). Review of equine piroplasmiasis. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, vol. 27, no. 6, p. 1334-1346.
- [47] A. Estrada-peña, A.R. Walker, A. Bouattour, J.L. Camicas, I.G. Horak *et al.* (2003). *Ticks of domestic animals in Africa: a guide to identification of species*. Edinburgh : Bioscience Reports, 228 p.
- [48] InfraVec2. *Rhipicephalus bursa* live adults or larvae [en ligne]. <https://infravec2.eu/product/rhipicephalus-bursa-live-adults-or-larvae/> (consulté le 19/09/2022).

- [49] J. B. Walker, J. E. Keirans, and I. G. Horak (2005). The genus *Rhipicephalus* (Acari, Ixodidae): a guide to the brown ticks of the world. *Tropical Animal Health and Production*, vol. 32, p 417-418.
- [50] J. Rageau (1972). Répartition géographique et rôle pathogène des tiques (acaréens : Argasidae et Ixodidae) en France. *Wladomosci Parazytologiczne*, vol. 18, p. 707-719.
- [51] ESCCAP France - Parasitologie vétérinaire [en ligne]. <https://www.esccap.fr/> (consulté le 29/09/2022).
- [52] V. Curioni, S. Cerquetella, P. Scuppa, L. Pasqualini, T. Beninati *et al.* (2004). Lyme disease and Babesiosis: Preliminary findings on the transmission risk in highly frequented areas of the Monti Sibillini National Park (Central Italy). *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, vol. 4, no. 3, p. 214–220.
- [53] F. Rubel, K. Brugger, M. Walter, J.R. Vogelgesang, Y.M. Didyk *et al.* (2018). Geographical distribution, climate adaptation and vector competence of the Eurasian hard tick *Haemaphysalis concinna*. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, vol. 9, no. 5, p. 1080-1089.
- [54] H. Ikadai, M. Sasaki, H. Ishida, A. Matsuu, I. Igarashi, *et al.* (2007). Molecular evidence of *Babesia equi* transmission in *Haemaphysalis longicornis*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, vol. 76, no. 4, p. 694-697.
- [55] S. Tirosh-Levy, Y. Gottlieb, L. M. Fry, D. P. Knowles, A. Steinman (2020). Twenty years of equine piroplasmiasis research: Global distribution, molecular diagnosis, and phylogeny. *Pathogens*, vol. 9, no. 11, p. 1-32.
- [56] G. Le Metayer (2007). *Séroprévalence des piroplasmoses équine en France entre 1997 et 2005*. Thèse de doctorat vétérinaire. Paris : Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, 117 p.
- [57] Laveran (1901). Contribution à l'étude de *Piroplasma equi*. *Comptes rendus des séances la société de biologie et de ses filiale*, vol. 12, p. 385-388.
- [58] Office International des Epizooties (2009). Equine piroplasmiasis - Aetiology, epidemiology, diagnosis, prevention and control references. *OIE Technical Disease Cards*.
- [59] A. Guillot (2002). *Etude de la prévalence et des facteurs de risques de la babésiose sur la population des chevaux en Camargue*. Thèse de doctorat vétérinaire. Toulouse : Université Paul Sabatier, 93 p.
- [60] S. Delattre (2014). *Etude bibliographique et rétrospective sur des chevaux testés positifs à la piroplasmose à la clinique*. Thèse de doctorat vétérinaire. Lyon 1 : Université Claude-Bernard, 140 p.
- [61] P. Rakover (2018). *La Piroplasmose : parasites, vecteurs et traitements*. Thèse de doctorat en pharmacie. Clermont-Ferrand : Université Clermont Auvergne, 129 p.
- [62] H. Mehlhorn, E. Schein (1998). Redescription of *Babesia equi* Laveran, 1901 as *Theileria equi* Mehlhorn, Schein 1998. *Parasitology Research*, vol. 84, no. 6, p. 467-475.
- [63] M. Jalovecka, D. Sojka, M. Ascencio, L. Schnittger (2019). *Babesia* life cycle – when phylogeny meets biology. *Trends in Parasitology*, vol. 35, no. 5, p. 356-368.
- [64] ANOFEL, F. Botterel, M.L. Dardé, A. Debourgogne, L. Delhaes, *et al.* (2017). Babésiose. In *Parasitologie et mycologie médicales - Guide des analyses et des pratiques diagnostiques*. 978-2-294-75363-3. (np) : Elsevier, p. 267-270.

- [65] Y. Tamzali (2013). Equine piroplasmosis: An updated review. *Equine Veterinary Education*, vol. 25, p. 590-598.
- [66] M. Allsopp, B. Lewis, B. Penzhorn (2007). Molecular evidence for transplacental transmission of *Theileria equi* from carrier mares to their apparently healthy foals. *Veterinary Parasitology*, vol. 148, p. 130-136.
- [67] B. D. Lewis, L. Penzhorn, D. H. Volkmann (1999). Could treatment of pregnant mares prevent abortions due to equine piroplasmosis? *Journal of the South-African Veterinary Association*, vol. 70, p. 90-91.
- [68] C. Sant, D. D'Abadie, I. Pargass, A.K. Basu, Z. Asgarali, *et al.* (2016). Prospective study investigating transplacental transmission of equine piroplasmosis in thoroughbred foals in Trinidad. *Veterinary Parasitology*, vol. 226, p. 132-137.
- [69] H. Mehlhorn and V. Walldorf (1988). Life cycles in *Parasitology*. Springer, Verlag, p. 1-147.
- [70] T. E. Onyiche, K. Suganuma, I. Igarashi, N. Yokoyama, X. Xuan, *et al.* (2019). A review on equine piroplasmosis: epidemiology, vector ecology, risk factors, host immunity, diagnosis and control. *International Journal of Environmental Research and Public*, vol. 16, 1736 p.
- [71] A. Muzard (2021). *Prévalence et facteurs de risques de la piroplasmose équine - Etude prospective*. Thèse de doctorat vétérinaire. Nantes : Oniris-Ecole Nationale Vétérinaire, Agroalimentaire et de l'Alimentation, 207 p.
- [72] G. Uilenberg (2006). *Babesia* - A historical overview. *Veterinary Parasitology*, vol. 138, no. 1-2, p. 3-10.
- [73] S. Kawai, I. Igarashi, A. Abgaandorjiin, K. Miyazawa, H. Ikadai *et al.* (1999). Ultrastructural characteristics of *Babesia caballi* in equine erythrocytes in vitro. *Parasitology Research*, vol. 85, no. 10, p. 794-799.
- [74] J. D. Ramsay, M. W. Ueti, W. C. Johnson, G. A. Scoles, D. P. Knowles, R. H. Mealey (2013). Lymphocytes and macrophages are infected by *Theileria equi*, but T cells and B cells are not required to establish infection in vivo. *PLoS One*, vol. 8, no. 10.
- [75] R. Laha, M. Das, A. Sen (2015). Morphology, epidemiology, and phylogeny of *Babesia*: An overview. *Tropical Parasitology*, vol. 5, no. 2, 94 p.
- [76] G. Nuttall, C. Strickland (1912). On the occurrence of two species of parasites "piroplasmosis" or "biliary fever". *Parasitology*, vol. 5, 65 p.
- [77] C. M. Rothschild (2013). Equine Piroplasmosis. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol. 33, no. 7, p. 497-508.
- [78] D. P. Knowles, L. S. Kappmeyer, L. E. Perryman (1994). Specific immune responses are required to control parasitemia in *Babesia equi* infection. *Infection and Immunity*, vol. 62, no. 5, p. 1909-1913.
- [79] L. Q. Nizoli, F.R. Conceição, S.S. Silva, A.L. Dummer, A.G. Santos Júnior *et al* (2009). Immunogenicity and antigenicity of the recombinant EMA-1 protein of *Theileria equi* expressed in the yeast *Pichia pastoris*. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria*, vol. 18, no. 2, p. 1-4.
- [80] Y. Hanafusa, K.-O. Cho, T. Kanemaru, R. Wada, C. Sugimoto *et al.* (1998). Pathogenesis of *Babesia caballi* infection in experimental horses. *Journal of Veterinary Medical Science*, no. 10, p. 1127-1132.



- [81] M. A. Qablan M. Oborník, K.J. Petrželková, M. Sloboda, M.F. Shudiefat *et al.* (2013). Infections by *Babesia caballi* and *Theileria equi* in Jordanian equids: Epidemiology and genetic diversity. *Parasitology*, vol. 140, no. 9, p. 1096-1103.
- [82] M. K. Kouam, V. Kantzoura, A. A. Gajadhar, J. H. Theis, E. Papadopoulos *et al.* (2010). Seroprevalence of equine piroplasms and host-related factors associated with infection in Greece. *Veterinary Parasitology*, vol. 169, no. 3-4, p. 273-278.
- [83] N. Q. Hailat, S. Q. Lafi, A. M. Al-Darraj, and F. K. Al-Ani (1997). Equine babesiosis associated with strenuous exercise: Clinical and pathological studies in Jordan. *Veterinary Parasitology*, vol. 69, no. 1-2, p. 1-8.
- [84] G. Rubino, A. M. Cito, R. Lacinio, G. Bramante, A. Caroli *et al.* (2006). Hematology and some blood chemical parameters as a function of tick-borne disease signs in horses. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol. 26, no. 10, p. 475-480.
- [85] D. T. De Waal (1992). Equine piroplasmiasis: a review. *British Veterinary Journal*, vol. 148, no. 1, p. 6-14.
- [86] Office International des Epizooties (2018). Equine piroplasmiasis. *OIE Terrestrial Manual*, vol. 3, p. 1310-1319.
- [87] T. B. Nicolaiewsky, M.F. Richter, V.R. Lunge, C.W. Cunha, O. Delagostin *et al.* (2011). Detection of *Babesia equi* (Laveran, 1901) by nested polymerase chain reaction. *Veterinary Parasitology*, vol. 101, p. 9-21.
- [88] L. N. Wise, A. M. Pelzel-McCluskey, R. H. Mealey, and D. P. Knowles (2014). Equine piroplasmiasis. *Veterinary Clinics of North America – Equine Practice*, vol. 30, no. 3, p. 677-693.
- [89] ANMV ANSES. Résumé des caractéristiques du produit: Carbésia [en ligne]. <http://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=CARBESIA> (consulté le 07/01/2022).
- [90] H. Pouliquen (2005). Principe actif : l'imidocarbe. *Le nouveau praticien vétérinaire*, vol. 335, p. 1-4.
- [91] J. F. Grause, M. W. Ueti, J. T. Nelson, D. P. Knowles, L. S. Kappmeyer *et al.* (2013). Efficacy of imidocarb dipropionate in eliminating *Theileria equi* from experimentally infected horses. *The Veterinary Journal*, vol. 196, no. 3, p. 541-546.
- [92] C. Belloli, G. Crescenzo, O. Lai, V. Carofiglio, O. Marang *et al.* (2002). Pharmacokinetics of imidocarb dipropionate in horses after intramuscular administration. *Equine Veterinary Journal* vol. 34, no. 6, p. 625-629.
- [93] C. Soulé, C. Perret, O. Carrouée, J. F. F. Fabien, P. Dorchie (1998). Répartition géographique des babésioses équine latentes en France. *Médecine et Maladies Infectieuses*, vol. 28, no. 4, p. 403-404.
- [94] C. Nadal, M. Marsot, G. Le Metayer, P. Boireau, J. Guillot *et al.* (2022). Spatial and temporal circulation of *Babesia caballi* and *Theileria equi* in France based on seven years of serological data. *Pathogens*, vol. 11, no. 2, p. 1-12.
- [95] L. Malandrin. PiroGoTick – Résultats [en ligne]. <https://www6.inrae.fr/pirogotick/Nos-actus/Resultats> (consulté le 06/02/2022).

- [96] KEYENCE France. Microscope numérique - Série VHX 7000 [en ligne]. [https://www.keyence.fr/landing/lpc/microscope-numerique\\_fr\\_sem\\_br\\_180509.jsp?aw=gagooglekeykf80v1453&gclid=Cj0KCQjwof6WBhD4ARIsAOi65agImDTjwGNKx26GVh7vixZ\\_LfniA\\_fcOjxy3H92A6\\_htsXcMKnKcXsaAsLnEALw\\_wcB](https://www.keyence.fr/landing/lpc/microscope-numerique_fr_sem_br_180509.jsp?aw=gagooglekeykf80v1453&gclid=Cj0KCQjwof6WBhD4ARIsAOi65agImDTjwGNKx26GVh7vixZ_LfniA_fcOjxy3H92A6_htsXcMKnKcXsaAsLnEALw_wcB) (consulté le 16/05/2022).
- [97] P. D. Hebert, A. Cywinska, S. L. Ball, J. R. DeWaard (2003). Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, vol. 270, no. 1512, p. 313-321.
- [98] EMBL-EBI, Clustal Omega - Multiple sequence alignment [en ligne]. <https://www.ebi.ac.uk/Tools/msa/clustalo/> (consulté le 22/06/2022).
- [99] Boldsystem, Identification engine [en ligne]. [https://www.boldsystems.org/index.php/IDS\\_OpenIdEngine](https://www.boldsystems.org/index.php/IDS_OpenIdEngine) (consulté le 22/06/2022).
- [100] National Institutes of Health, BLAST (Basic Local Alignment Search Tool) [en ligne]. <https://blast.ncbi.nlm.nih.gov/Blast.cgi> (consulté le 09/09/2022).
- [101] National of library Medicine - GenBank Overview [en ligne]. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/genbank/> (consulté le 11/09/2022).
- [102] C. Răileanu, O. Tauchmann, and C. Silaghi (2022). Sympatric occurrence of *Ixodes ricinus* with *Dermacentor reticulatus* and *Haemaphysalis concinna* and the associated tick-borne pathogens near the German Baltic coast. *Parasites and Vectors*, vol. 15, no. 1, p. 1-16.



# Annexes

Annexe 1 : Lettre d'information et programme PiroSentinel



## Enquête sur la piroplasmose équine et ses vecteurs en France

### Lettre d'information et programme **PiroSentinel**

Les objectifs du projet de recherche PiroGoTick sont d'identifier les tiques présentes sur vos équidés en France et leur dynamique saisonnière, de préciser la prévalence de la piroplasmose chez les chevaux asymptomatiques dans différentes régions de France et de caractériser génétiquement les agents infectieux *Theileria equi* et *Babesia caballi*.

Le programme **PiroSentinel** rentre dans le premier objectif : caractériser les vecteurs présents sur les Equidés en France et leur dynamique saisonnière. Pour cela, nous avons besoin de vous pour collecter les tiques pendant deux ans sur vos équidés dits sentinelles, nous les identifions et nous analysons leur dynamique saisonnière : espèces et stades présents en fonction des périodes de l'année sur un site géographique donné. Pour une bonne représentation géographique, 200 sites seront suivis en France métropolitaine.

**Pourquoi sentinelle** : une sentinelle en épidémiologie est un animal choisi dans son milieu et suivi au cours du temps afin de détecter, de manière qualitative ou quantitative, une exposition à un danger donné, ici les tiques. Dans notre cas, cette sentinelle est votre équidé, il va permettre de suivre les périodes à risques dans votre secteur géographique.

#### Les modalités et étapes de participation

- 1- Vérifiez sur la fiche page suivante que vous remplissez les **conditions** demandées pour pouvoir participer. Par exemple, si votre équidé n'est jamais au contact de tiques, il ne peut pas être sentinelle.
- 2- Remplissez le document **fiche de candidature/questionnaire** et envoyez-les-nous (courrier électronique ou postal).
- 3- On vous contacte par mail pour convenir d'un **RV téléphonique** afin de bien vous expliquer le protocole et de vous permettre de poser les questions sur les points à clarifier.
- 4- Si votre candidature est retenue, donnez et envoyez votre **consentement** pour intégrer vos équidés dans l'étude, notamment pour la prise de sang. On vous envoie tout le matériel nécessaire pour les collectes.
- 5- Votre **identifiant** dans le programme : il vous sera communiqué lors de l'entretien ou par mail. Il est personnel et confidentiel. Il vous permettra de retrouver sur notre site internet vos résultats ainsi que ceux des autres participants, de façon anonyme.

#### Le questionnaire et la prise de sang de votre/vos équidé(s)

Nous allons vous poser des questions sur votre/vos équidé(s), ses habitudes de vie et son environnement. Ces questions vont nous permettre de définir si votre équidé dans son environnement a des risques de se faire piquer par des tiques et est donc une potentielle sentinelle. Même si votre équidé n'a pas, à votre connaissance, la piroplasmose, il peut être porteur dit asymptomatique (sans symptômes). Grâce à une prise de sang faite par votre vétérinaire habituel, nous le saurons et nous ferons le lien entre cette information et les réponses au questionnaire qui décrivent l'environnement et le mode de vie de votre équidé. Ce questionnaire sert donc aussi à réaliser une analyse de risques.

#### Le protocole de collecte : le plus difficile est de ne pas oublier

##### Fréquence :

Protocole régulier (minimum une fois/semaine), mais simple et rapide.

Quand ? Au moment du passage de votre/vos équidé(s).

Temps de collecte : la durée du passage

##### Matériel :

Vous recevrez régulièrement un colis contenant le matériel de collecte et d'envoi :

- des tubes préparés avec de l'alcool pour mettre vos tiques. Pratique, dans votre poche ou dans le sac de passage,
- des étiquettes autocollantes pour inscrire la date de collecte, à coller sur chaque tube après collecte,
- des tire-tiques,
- des boîtes d'envoi retour pré-adressées, pré-affranchies.

Durée du programme : deux ans



## Conditions de recrutement et programme PiroSentinel

Pour que ce programme de recherche puisse réussir et apporter des informations exploitables, certaines conditions sont nécessaires ou préférables concernant l'environnement et le mode de vie de vos équidés.

### Conditions de participation :

- vous êtes intéressé(e) par la santé de votre cheval, les tiques et la piroplasmose
- vous possédez un ou plusieurs équidés (âne, baudet, poney, cheval)<sup>①</sup>
- vos équidés ne se déplacent pas régulièrement<sup>②</sup>
- vos équidés sont le plus souvent au pré : au moins 4 à 6 heures/jour
- vos prairies sont naturelles et bordées de haies, en lisière de forêt
- vous avez déjà repéré/enlevé des tiques sur vos équidés
- vous ne répugnez pas à les collecter sur votre équidé (pour les tuer par exemple..)
- vous pansez vos équidés soigneusement et régulièrement (au moins une fois/semaine)<sup>③</sup>
- vous ne prévoyez pas de vendre tous vos équidés dans les deux ans à venir
- vous êtes prêts à vous investir sur deux ans



Cela fait beaucoup de conditions...  
Si vous les remplissez,

**Vous êtes un super candidat**

Vous avez des doutes sur un des points évoqués ?  
Demandez-nous à l'adresse : [pirogotick@inrae.fr](mailto:pirogotick@inrae.fr)  
Nous reviendrons vers vous avec des réponses

Vous souhaitez participer ?  
Contactez-nous à l'adresse : [pirogotick@inrae.fr](mailto:pirogotick@inrae.fr)

### Une contrepartie pour vous

Au cours des deux années de suivi, quand votre vétérinaire vient faire une prise de sang sur votre cheval, demandez-lui de faire une prise de sang supplémentaire, nous l'analyserons pour rechercher les piroplasmes et les anaplasmes, tous transmis par les tiques, mais pas par les mêmes espèces. Dans le cadre du projet, les résultats vous seront transmis gratuitement. Vous aurez également accès à vos résultats personnalisés sur les identifications et l'évolution des populations de tiques sur vos équidés.

① Le nombre d'équidés n'est pas un facteur limitant. L'objectif est de caractériser les tiques dans votre environnement écologique et climatique. S'il y a plusieurs équidés, il y aura potentiellement plus de tiques à identifier, et donc une plus grande puissance des données. Cette situation est même préférable : certains équidés attirent plus les tiques que d'autres, c'est comme nous avec les moustiques.

② L'objectif est de suivre la dynamique des tiques présentes sur vos équidés dans les conditions climatiques de chaque région. Si votre équidé prend des vacances loin de son pré habituel, les données seront faussées. Par contre s'il se déplace pour des concours, des démonstrations, des courses sur quelques jours et dans des conditions où il ne risque pas de rencontrer des tiques, alors il peut sans problèmes intégrer le programme de recherche ??



③ Il faut lors du processus de pansage bien inspecter toutes les parties de votre cheval. Les tiques ont des préférences : certaines espèces préfèrent la tête, d'autres aiment se cacher sous les cuisses et l'ars. Si ce n'est pas le même cheval toutes les semaines, mais qu'ils sont dans le même environnement, ça marche quand même. Attention les larves et les nymphes de tiques sont petites, mais les larves attaquent souvent en grand nombre si votre équidé a eu la désagréable idée de brouter près d'un "nid" de tiques, c'est à dire là où la femelle tique a pondu ses 2000 oeufs...2000 larves...



## Fiche de candidature pour participer au programme PiroSentinel

**Vous** Nom : .....  
Prénom : .....  
Adresse : .....  
Code Postal : ..... Commune : .....  
email : .....  
téléphone : .....

**Votre/vos équidés** Nombre :  1  2 à 5  5 à 10  > 10

Type :  cheval  poney  âne/mulet/baudet

Commune de résidence de votre/vos équidé(s) : .....

Un **identifiant** vous sera remis après sélection par téléphone.

✉ il sera à rappeler sur toute correspondance à l'adresse [pirogotick@inrae.fr](mailto:pirogotick@inrae.fr) et sera visible par tous sur le site web [www.pirogotick.fr](http://www.pirogotick.fr) pour retrouver vos résultats. Cet identifiant répondra donc à un souci strict de confidentialité et ne permettra pas à un tiers de vous identifier.

### **Pourquoi une sélection des candidatures ?**

Le projet pour l'instant est limité à environ 200 candidats, soit environ deux par département, pour des questions principalement financières. Si nécessaire (beaucoup de candidatures dans certains départements), une sélection sera réalisée sur la base de la répartition géographique dans le département, de la présence plus ou moins abondante de tiques et du nombre d'équidés.



## Votre/vos équidés et leur environnement



### Votre équidé – vos équidés

Lieu de résidence : commune  code postal

Nombre  1  2 à 5  5 à 10  > 10

Type  cheval  poney  âne/mulet/baudet (plusieurs réponses possibles)

Utilisation : Plusieurs réponses possibles

compétition  loisir  promenade  reproduction  autre, précisez

Vos équidés vivent dans le même environnement depuis quelle durée ?  an(s)

### Vos équidés et la piroplasmose

Certains de vos équidés ont t'ils déjà été diagnostiqués positifs pour la piroplasmose ?

oui combien d'entre eux   non

Si oui, il y a combien de temps ?  an(s)

Si oui, savez-vous quelle méthode a été utilisée pour le diagnostic ? plusieurs choix possibles

ne sais pas  frottis sanguin  sérologie (IFI, ELISA)  PCR, qPCR  autre :

Si oui, savez-vous quel était l'agent infectieux responsable

ne sais pas  *Babesia caballi*  *Theileria equi*

Si oui, quel traitement a été prescrit :

Carbesia  Oxytetracycline  autre, précisez   ne sais pas ou plus

### Vos équidés et leurs déplacements

Avez-vous acheté vos équidés ?

oui  non

Connaissez-vous les régions/pays fréquentés par vos équidés avant achat ?

oui  non

Si oui, lesquels ?

Depuis que vous avez vos équidés, changent-t'ils souvent de lieu de vie (c'est à dire plus d'une fois/an, sur une distance supérieure à 10km) ?

oui  non

Si oui, est-ce pour des durées de plus d'une semaine et dans des environnements à risque de présence de tiques : boisements, haies, prés peu entretenus ?

oui  non

Si oui, est-ce ?

en France : quelle(s) région(s) ?  en Europe : quel(s) pays ?  hors Europe : quel(s) pays ?

## Vos équidés et leur vie extérieure

Vos équidés changent peut être souvent de prés, en fonction des périodes de l'année, en fonction des années. Essayez de définir le type le plus fréquent de pâtures dans lesquelles il va. Ces informations nous renseignent sur le risque qu'à votre cheval de rencontrer des tiques. Elles sont donc très importantes.

Sur une année, vous estimez que vos équidés sont:

- toujours dehors (pré avec un abri)   
  jamais dehors (au box)   
  en pré-box  
 1/2 de son temps dehors   
  1/3 de son temps dehors   
  1/4 de son temps dehors

Quand vos équidés sont-ils au pré ?

	Printemps (avril-juin)	Été (juillet-septembre)	Automne (octobre-novembre)	Hiver (décembre-mars)
Soit Box 24/24 (cochez si oui)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Soit Pré 24/24 (cochez si oui)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Soit alternance box/pré (Indiquez approximativement le nombre d'heures en extérieur /jour)	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

## Type de prés

Type d'enherbement : sélectionnez au moins une réponse

**Attention** : Si plusieurs réponses possibles car votre cheval fréquente différents prés, alors classez les types de pré par ordre de temps de fréquentation décroissant (1 le plus fréquenté, 2 ou 3 le moins fréquenté)

Paddock sans herbe

Prairie semée

Prairie permanente



Dans le pré, l'herbe est-elle ? Sélectionnez au moins une réponse

toujours rase

parfois haute





Délimitation des prés : sélectionnez au moins une réponse

Clôture artificielle seule

Haie, sur un ou plusieurs côtés de la pâture

Forêt ou bosquet sur un ou plusieurs côtés de la pâture



Entretien des pâtures : sélectionnez au moins une réponse

Pré uniformément enherbé

Pré hétérogène

(ronces, arbrisseaux, épineux, orties, fougères en milieu de pâtures)



Humidité des pâtures : sélectionnez au moins une réponse

Proximité (moins de 10 m) naturel d'un point d'eau naturel (accessible ou non aux chevaux)

Pré inondé une partie de l'année

Pas de point d'eau



**Voyez-vous ou avez-vous déjà vu des animaux sauvages ou des traces de leur passage sur les prés fréquentés par vos équidés ou aux alentours immédiats?**

(crottes de lapin, labourage de sangliers, empreintes de chevreuils, plumes ...)

oui

non

**Si oui, chaque fois que vous rendez visite à vos équidés ?**

oui

non

**C'est à dire :**

1 fois/an

5 à 6 fois/an

tous les mois

toutes les semaines

tous les jours

**Si oui, lesquels (animaux ou traces identifiables)?**

Attention : Si plusieurs réponses possibles, alors classez les animaux sauvages ou leurs traces par ordre décroissant (1 le plus souvent vu, 6 le moins souvent vu ou jamais vu)

cervidés       sangliers       renards       lapins  
 échassiers     canards       autres, précisez

**Vos équidés et les tiques**

Avez-vous vu des tiques sur votre cheval ?

oui       non

Si oui, à quelle période ?

Attention : Classez les périodes par ordre de fréquence décroissant : 1 le plus fréquent, 4 le moins fréquent

printemps     été       automne     hiver       ne sais plus

Si oui, quelle taille ?

Attention : Classez par ordre de fréquence décroissant : 1 le plus fréquent, 3 le moins fréquent

1-2 mm     2-3 mm     > 3 mm       ne sais pas, plus



Avez-vous vu des tiques dans ou autour des prés fréquentés par vos équidés?

oui       non

Si oui, à quelle(s) période(s) ?

Attention : Classez les périodes par ordre de fréquence décroissant : 1 le plus fréquent, 4 le moins fréquent

printemps     été       automne     hiver       ne sais pas

Si oui, quelle taille ?

Attention : Classez par ordre de fréquence décroissant : 1 le plus fréquent, 3 le moins fréquent

1 mm       2 mm       > 3 mm       ne sais pas



## Votre/vos équidés et leurs compagnons

Votre équidé est-il seul au pré ?  oui  non

Si non, quels sont ses compagnons de pâturage et à quelle période de l'année ?

	Printemps (avril-juin)	Été (juillet-septembre)	Automne (octobre-novembre)	Hiver (décembre-mars)
A t'il des compagnons	<input type="checkbox"/> oui <input type="checkbox"/> non	<input type="checkbox"/> oui <input type="checkbox"/> non	<input type="checkbox"/> oui <input type="checkbox"/> non	<input type="checkbox"/> oui <input type="checkbox"/> non
Si oui, lesquels ?				
Autres équidés	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Bovins	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Petits ruminants	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Autres, précisez				

Vos équidés vivent-ils au contact d'autres animaux domestiques (plusieurs réponses possibles):

non  chat  chien  autres, lesquels :

Si oui, voyez-vous ou avez-vous vu des tiques sur ces animaux (compagnons de pré et/ou autres animaux domestiques) ?

oui  non

Seriez-vous d'accord pour que nous réalisions chez vous ultérieurement une étude plus approfondie dans l'environnement de votre cheval (venue d'étudiants vétérinaires pour collecter des tiques) ?

oui  non

**Merci de votre contribution**

Vos remarques, commentaires sur le questionnaire ou propositions, si vous en avez :

### Lettre de consentement éclairé

#### PiroSentinel : programme de recherche sur la dynamique saisonnière des tiques vectrices de la piroplasmose équine



« Je, soussigné(e) ..... (Nom Prénom), reconnais avoir reçu de la part de Laurence Malandrin ou par délégation Lucie Ollivier l'information :

- sur l'intégralité des procédures mises en jeu lors du programme PiroSentinel,
- sur les bénéfices attendus et les risques potentiels (cf tableau ci-dessous) du programme,
- toutes les réponses à mes questions.

Dans ces conditions, en tant que  propriétaire ou  représentant dûment mandaté ou  détenteur\*, j'accepte librement que soient inclus dans le programme PiroSentinel les équidés suivants :

Nom de l'équidé	N° Sire	Nom de l'équidé	N° Sire

J'ai noté que la participation à l'enquête n'occasionne aucun frais supplémentaire à ma charge et qu'elle ne s'accompagne pas non plus d'une rémunération associée ni d'un envoi individuel des résultats.

J'ai été prévenu(e) que j'ai le droit à tout moment et pour quelque raison que ce soit de retirer mes équidés de l'étude.

J'autorise les équipes de recherche d'Oniris et/ou leurs partenaires à utiliser les données et les prélèvements de mes animaux de manière anonyme dans le but d'améliorer l'état des connaissances scientifiques et techniques sur le sujet. Je consens cependant à la levée de l'anonymat si celle-ci est demandée par les autorités publiques.

Bénéfices attendus	Contraintes éventuelles
Bio-collection de tiques et d'agents pathogènes présents chez les Equidés Prévalence de la piroplasmose équine Amélioration du diagnostic Recherche de candidats vaccin	Prélèvement sanguin de 10 ml.

Fait à ..... , le .....2020

Signature de l'investigateur principal  
Laurence Malandrin

- Signature du Propriétaire
- Signature représentant dûment mandaté du propriétaire
- Signature du détenteur de l'animal

\* cocher la case correspondante

Vu: Le Directeur de Thèse

De l'Ecole Nationale Vétérinaire,  
Agroalimentaire et de l'Alimentation  
Oniris

Albert AGOULON



Vu: La Directrice Générale

De l'Ecole Nationale Vétérinaire,  
Agroalimentaire et de l'Alimentation  
Oniris  
Laurence Deflesselle



Pour la Directrice Générale  
et par délégation  
Responsable du Service des  
Formations Vétérinaires-Masters  
Karine ROLLAND

Nantes, le 12.10.22

Vu:

Le Président de la Thèse

Professeur Jacques GUILLOT



Vu:

Le Doyen de la Faculté de  
Médecine de Nantes

Professeur Pascale JOLLIET

**Vu et permis d'imprimer**

NOM : OLLENDER,  
Prénom : Lucie



**OLLIVIER Lucie**

**Identification, inventaire et distribution géographique des espèces de tiques retrouvées sur les équidés en France métropolitaine, en lien avec la transmission de la piroplasmose équine**

**Thèse d'État de Doctorat Vétérinaire** : Nantes, le 09/11/2022

**RESUME**

La piroplasmose équine est une maladie enzootique mondiale transmise par des tiques, vecteurs des protozoaires *Theileria equi* et *Babesia caballi*. L'importance médicale et économique de cette maladie nous impose aujourd'hui d'en savoir plus sur ces vecteurs.

Grâce à la science participative, des propriétaires d'équidés répartis sur le territoire français métropolitain ont collecté les tiques chaque semaine sur leurs chevaux dans le cadre du programme PiroSentinel. Les 76233 tiques recueillies par les 203 participants entre juin 2020 et avril 2022 ont été identifiées morphologiquement puis génétiquement pour certaines. Ainsi, sept espèces de tiques dures à des stades différents (L larvaire, N nymphal et A adulte) ont été identifiées comme parasites réguliers des équidés : *Dermacentor reticulatus* (A), *Ixodes ricinus* (L, N, A), *Dermacentor marginatus* (A), *Hyalomma marginatum* (A), *Rhipicephalus bursa* (N, A), *Haemaphysalis punctata* (N, A) et *Haemaphysalis concinna* (L, N, A). Un atlas photographique a été réalisé.

Les 3 espèces les plus abondantes numériquement, *D. reticulatus* (47,3%), *I. ricinus* (26,2%) et *D. marginatus* (14,4%), sont également largement réparties sur le territoire. *Hy. marginatum* (8,5%) et *R. bursa* (1,1%) sont retrouvées essentiellement dans le sud. La répartition des *Haemaphysalis* (2,5%) est difficile à définir en raison du faible nombre de sites concernés. Si 4 de ces 7 espèces sont reconnues comme vectrices de la piroplasmose (les deux *Dermacentor*, *Hy. marginatum* et *R. bursa*), leur présence sur toutes les régions de France métropolitaine et leur abondance constituent un facteur de risque déterminant de contamination des équidés par la piroplasmose équine.

**MOTS CLES :**

- Babésiose équine
- Equidé
- Tique
- Morphologie
- Génomique
- Dynamique des populations
- Distribution géographique

**DATE DE SOUTENANCE** : 09 novembre 2022