

38177

6608

ECOLE
NATIONALE
VETERINAIRE
TOULOUSE

ANNEE 2001 THESE : 2001 - TOU 3 - 4033

IXODES RICINUS : MORPHOLOGIE, BIOLOGIE, ELEVAGE, DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement en 2001
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Maud GUETARD

Née, le 10 novembre 1975 à LYON (Rhône)

Directeur de thèse : **M. le Professeur Michel FRANC**

JURY

PRESIDENT :

M. Jean-Paul SEGUERA

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :

M. Michel FRANC

M. Jean-Yves JOUGLAR

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

IXODES RICINUS : MORPHOLOGIE, BIOLOGIE,
ELEVAGE, DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES.

6608-2001

1



IXODES RICINUS : MORPHOLOGIE, BIOLOGIE, ELEVAGE.

DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	19
I. INTERETS DE L'ELEVAGE D' IXODES RICINUS.....	20
I.1. POURQUOI S'INTÉRESSER À IXODES RICINUS ?.....	20
<i>I.1.1. Ixodes ricinus, une espèce largement répandue.....</i>	<i>20</i>
I.1.1.1. Présence sur un large territoire.....	20
I.1.1.2. Occupation de nombreux biotopes.....	22
I.1.1.3. Des hôtes très divers	23
<i>I.1.2. Ixodes ricinus : son pouvoir pathogène direct.....</i>	<i>26</i>
I.1.2.1. Morsure de tique et réaction inflammatoire.....	26
I.1.2.2. Morsure de tique et spoliation sanguine.....	29
I.1.2.3. Toxicité de la morsure.....	29
<i>I.1.3. Ixodes ricinus et la transmission d'agents pathogènes.....</i>	<i>29</i>
I.1.3.1. Généralités.....	29
I.1.3.2. Ixodes ricinus et la transmission de bactéries.....	31
I.1.3.2.1. Borrelia burgdorferi, spirochète agent de la maladie de Lyme.....	31
I.1.3.2.2. Ehrlichia phagocytophila, rickettsie responsable de la « tick-born fever » chez le mouton et de la « pasture fever » chez les bovins.....	32
I.1.3.2.3. Coxiella burnetii, rickettsie responsable de la fièvre Q chez les Ruminants et l'homme.....	33
I.1.3.2.4. Anaplasma marginale et A. ovis, rickettsies responsables des anaplasmoses bovine et ovine.....	34
I.1.3.2.5. Un foyer de rickettsies en Suisse, du groupe de la fièvre pourprée, découverte à Neuchatel en 1979.....	35

I.1.3.3.	Ixodes ricinus et la transmission de virus.....	36
I.1.3.3.1.	Tick-born encephalitis virus, Flavivirus agent de l'encéphalite à tique...	36
I.1.3.3.2.	Virus de la louping-ill, agent de l'encéphalomyélite aïgue du mouton.....	38
I.1.3.4.	Ixodes ricinus et la transmission de parasites.....	39
I.2.	POURQUOI ÉLEVER IXODES RICINUS ?.....	42
I.2.1.	<i>Un grand pas pour la recherche fondamentale.....</i>	42
I.2.2.	<i>Le laboratoire au service de l'épidémiologie.....</i>	43
I.2.3.	<i>Le laboratoire au coeur de la lutte contre les tiques.....</i>	45
I.2.3.1.	Le laboratoire et l'identification des tiques.....	45
I.2.3.2.	Le laboratoire : mise au point et testage des antiparasitaires, répulsifs et régulateurs de croissance.....	45
I.2.3.3.	Le laboratoire : l'immunologie au service de la lutte contre les tiques.....	46
II.	QUELQUES DONNÉES DE MORPHOLOGIE ET DE BIOLOGIE.....	48
II.1.	L'IDENTIFICATION D'IXODES RICINUS PAR SES CARACTÈRES MORPHOLOGIQUES.....	48
II.1.1.	<i>Caractères morphologiques généraux.....</i>	48
II.1.2.	<i>Anatomie interne.....</i>	54
II.1.3.	<i>Détails anatomiques microscopiques et diagnose du genre et de l'espèce.....</i>	55
II.2.	LA DISTRIBUTION SPATIALE D'IXODES RICINUS EN EUROPE.....	66
II.2.1.	<i>Pays et régions concernés.....</i>	66
II.2.2.	<i>Les biotopes investis par Ixodes ricinus.....</i>	66
II.2.2.1.	Température et humidité, deux facteurs-clés dans le développement d'Ixodes ricinus.....	67
II.2.2.2.	Les types de végétation servant de gîte à Ixodes ricinus.....	70
II.2.2.3.	Les types d'hôtes recherchés par Ixodes ricinus	71
II.2.2.4.	La distribution horizontale et verticale d'Ixodes ricinus dans son milieu naturel.....	71
II.3.	LE CYCLE ÉVOLUTIF D'IXODES RICINUS	73
II.3.1.	<i>Présentation du cycle.....</i>	73
II.3.2.	<i>De la larve à l'adulte.....</i>	76

II.3.2.1. La larve.....	76
II.3.2.2. La nymphe.....	76
II.3.2.3. La femelle adulte.....	77
II.3.2.4. Le mâle.....	79
II.3.3. <i>Dynamique saisonnière</i>	80
II.4. LES FONCTIONS DE REPRODUCTION.....	87
II.4.1. <i>Le rapprochement du mâle et de la femelle : émission de phéromones</i>	87
II.4.2. <i>Lieu et modalités de l'accouplement</i>	87
II.4.3. <i>Préponte et ponte</i>	88
II.4.4. <i>Copulation et repas</i>	90
II.5. L'ALIMENTATION.....	90
II.5.1. <i>La recherche de l'hôte</i>	91
II.5.1.1. Positionnement dans des endroits stratégiques.....	91
II.5.1.2. Repérage de l'hôte.....	92
II.5.1.3. Répartition sur l'hôte.....	93
II.5.2. <i>Un appareil buccal adapté</i>	93
II.5.3. <i>Le déroulement du repas de sang</i>	95
III. L'ELEVAGE D'IXODES RICINUS EN LABORATOIRE.....	98
III.1. LA RÉCOLTE D'IXODES RICINUS DANS SON ENVIRONNEMENT NATUREL.....	98
III.1.1. <i>La récolte sur l'hôte</i>	98
III.1.1.1. Choix de l'hôte à rechercher.....	98
III.1.1.2. Méthodes de récolte d'Ixodes ricinus sur l'hôte.....	99
III.1.2. <i>La récolte d'Ixodes ricinus dans la nature</i>	101
III.2. LES MODALITÉS DE L'ÉLEVAGE D'IXODES RICINUS.....	102
III.2.1. <i>La purification de la population souche de la colonie</i>	102
III.2.1.1. Recherche d'agents pathogènes sur la tique.....	103
III.2.1.2. Recherche d'agents pathogènes chez l'hôte.....	104
III.2.2. <i>L'élevage des stades parasitaires d'Ixodes ricinus</i>	105
III.2.2.1. Elevage in vivo.....	105

III.2.2.1.1. Choix des hôtes.....	106
III.2.2.1.2. La contention de l'hôte.....	108
III.2.2.1.3. Le matériel permettant le repas sanguin d'Ixodes ricinus sur son hôte	118
III.2.2.2. Elevage in vitro.....	123
III.2.2.2.1. Utilisation d'une membrane artificielle.....	123
III.2.2.2.2. Utilisation de tubes capillaires.....	134
III.2.3. <i>L'élevage des stades libres</i>	136
III.2.3.1. Choix des paramètres de température, d'humidité et de photopériode.....	137
III.2.3.2. Le matériel d'élevage.....	140
III.2.3.2.1. Les tubes de verre pour la conservation à température ambiante.....	140
III.2.3.2.2. L'utilisation d'un incubateur pour l'élevage.....	143
III.2.4. <i>L'hygiène</i>	145
III.3. LE DÉROULEMENT DU CYCLE D'IXODES RICINUS EN LABORATOIRE.....	146
III.3.1. <i>La conduite d'élevage</i>	146
III.3.1.1. L'identification des tiques.....	147
III.3.1.2. La récolte des oeufs.....	147
III.3.1.3. Incubation et éclosion des larves.....	148
III.3.1.4. La période de prénutrition larvaire.....	149
III.3.1.5. Le repas larvaire.....	150
III.3.1.6. Récupération des larves gorgées.....	152
III.3.1.7. La mue larvaire.....	153
III.3.1.8. Prénutrition, repas et mue de la nymphe.....	154
III.3.1.8.1. Phase de prénutrition de l'adulte.....	156
III.3.1.9. L'accouplement et le repas de l'adulte.....	157
III.3.2. <i>Récapitulatif des données bibliographiques sur la durée des différentes phases du cycle d'Ixodes ricinus</i>	158
III.4. LIMITES ET PROBLÈMES RENCONTRÉS EN ÉLEVAGE.....	160
III.4.1. <i>La mortalité au cours du cycle</i>	160
III.4.1.1. Les conditions environnementales.....	160
III.4.1.2. Le syndrome de mort subite ou « blackening syndrome ».....	161
III.4.2. <i>Les obstacles au gorgement complet d'Ixodes ricinus</i>	161
III.4.3. <i>Différentes causes d'inhibition des mues chez Ixodes ricinus</i>	166

III.4.3.1. Le développement de Champignons.....	166
III.4.3.2. La présence de parasites internes chez Ixodes ricinus	166

TABLE DES ILLUSTRATIONS

TABLEAUX

Tabl.1- Prévalence de l'encéphalite à tique chez l'homme dans quelques pays d'Europe [22].....	p.35
Tabl.2- Synonymes de l'appellation « encéphalite à tique ».....	p.36
Tabl.3- Récapitulatif des agents de maladies animales ou humaines transmis par <i>Ixodes ricinus</i>	p.40
Tabl.4- Systématique des tiques (d'après [54]).....	p.47
Tabl.5- Critères morphologiques aidant à la diagnose du genre (d'après [31]).....	p.53
Tabl.6- Clef simplifiée des principales tiques adultes des animaux domestiques d'Europe de l'Ouest (d'après [3]).....	p.55
Tabl.7- Caractères propres à chaque stade biologique de <i>Ixodes ricinus</i>	p.56
Tabl.8- Taux de mues larvaires dans différentes conditions d'hygrométrie à des températures comprises entre 22 et 32°C (d'après [90]).....	p.65
Tabl.9- Dynamique saisonnière (d'après [90]).....	p.77
Tabl.10- Pertes au cours du cycle d'une femelle nourrie au printemps, sur 16 000 oeufs pondus (d'après [33]).....	p.82
Tabl.11- Pertes au cours du cycle d'une femelle nourrie à l'automne, sur 8 000 oeufs pondus (d'après [33]).....	p.82
Tabl.12- Durée de la préonte chez <i>Ixodes ricinus</i>	p.84
Tabl.13- Influence de la température sur la durée de la préonte.....	p.84
Tabl.14- Influence de la saison sur la durée de la préonte.....	p.85
Tabl.15- Durée du repas aux différents stades biologiques.....	p.93
Tabl.16- Utilisation d'hôtes différents pour le repas de <i>Ixodes ricinus</i> selon son stade biologique.....	p.102

Tabl.17- Utilisation d'un hôte unique pour les trois stades d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.103
Tabl.18- Résultats obtenus après l'infestation par des larves d' <i>Ixodes scapularis</i> d'un lot de souris anesthésiées et d'un lot de souris actives (d'après [60]).....	p.113
Tabl.19- Epaisseur minimale de membrane pouvant être obtenue à partir de matière première naturelle ou synthétique (d'après [88]).....	p.121
Tabl.20- Composition du milieu nourricier (d'après [112]).....	p.122
Tabl.21- Effet de l'ajout de divers additifs dans le milieu nourricier de femelles <i>Ixodes holocyclus</i> à jeûn nourries à travers une membrane siliconée (d'après [112]).....	p.124
Tabl.22- Effet de l'ajout de divers additifs dans le liquide nourricier de femelles <i>Ixodes holocyclus</i> nourries au préalable pendant 72h sur souris puis sur membrane siliconée pendant 92h (d'après [112]).....	p.125
Tabl.23- Effet de l'ajout de divers additifs dans le liquide nourricier de femelles <i>Ixodes holocyclus</i> nourries préalablement 72 ou 92h sur souris puis jusqu'à 200h sur la membrane siliconée (d'après [112]).....	p.126
Tabl.24- Effets de la température et du degré d'hygrométrie sur le pourcentage de mues réussies chez les larves de trois espèces de tiques (d'après [46]).....	p.133
Tabl.25- Effets de la température et du degré d'hygrométrie sur la durée de la mue pour trois espèces de larves (d'après [46]).....	p.134
Tabl.26- Durée de la phase d'incubation des oeufs d' <i>Ixodes ricinus</i> en fonction de la température.....	p.143
Tabl.27- Durée de la phase de prénutrition larvaire	p.144
Tabl.28- Durée du repas de la larve d' <i>Ixodes ricinus</i> en fonction de la Température.....	p.145
Tabl.29- Durée de la mue de la larve d' <i>Ixodes ricinus</i> en fonction de la Température.....	p.148
Tabl.30- Durée de la prénutrition nymphale chez <i>Ixodes ricinus</i>	p.149
Tabl.31- Durée du repas de la nymphe d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.150
Tabl.32- Durée de la mue nymphale chez <i>Ixodes ricinus</i> en fonction de la Température.....	p.151
Tabl.33- Durée de la phase de prénutrition de l'adulte chez <i>Ixodes ricinus</i>	p.152

Tabl.34- Durée du repas de l'adulte chez <i>Ixodes ricinus</i>	p.152
Tabl.35- Récapitulatif de la durée des différentes phases du cycle d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.154
Tabl.36- Taux de mues larvaires non achevées chez <i>Ixodes ricinus</i> dans différentes conditions d'hygrométrie à des températures comprises entre 22 et 32°C [90].	p.155
Tabl.37- Origine du gorgement incomplet d' <i>Ixodes ricinus</i> suite au repas.....	p.157
Tabl.38- Influence de la densité d'infestation de souris par <i>Ixodes ricinus</i> sur le poids de gorgement final des parasites ainsi que sur le pourcentage de mues réussies.....	p.158
Tabl.39- Densités parasitaires utilisées dans les études employant <i>Ixodes ricinus</i> sur différents types d'hôtes.....	p.159
Tabl.40- Poids de gorgement, durée du repas et production d'oeufs chez <i>Ixodes ricinus</i> en fonction du statut immunitaire de l'hôte (d'après [17]).	p.160
Tabl.A-41- Travaux d'HONZAKOVA,E., en 1950 [50].....	p.166
Tabl.A-42- Travaux de LAMONTELLERIE,M., en 1965 [57].....	p.166
Tabl.A-43- Travaux de METIANU,T., en 1951 [72].....	p.167
Tabl.A-44- Travaux de POMERANTCEV, AESCHLIMANN et BROSSARD [90]...p.168	
Tabl.A-45- Travaux de SANTOS SILVA,M.M., en 1998 [108].....	p.169
Tabl.A-46- Travaux de STANEK,G., en 1986 [111].....	p.169

FIGURES

Fig.1- Distribution d' <i>Ixodes ricinus</i> en Europe (d'après [91])	p.21
Fig.2- Choix de l'hôte en fonction de la stase considérée.	p.24
Fig.3- Lésions de fixation déterminées par la réaction de l'hôte.....	p.27
Fig.4- Morphologie des trois stades d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'après [3])	p.48
Fig.5- Détails du rostre d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'après [3])	p.49
Fig.6- Dessin de la face ventrale du rostre d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'après [114])	p.50
Fig.7- Dessin de l'article distal d'une patte d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'après [114])	p.50

Fig.8- Dessin de l'anatomie interne d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.51
Fig.9- Dessin des rostrs de diverses espces de tiques (d'apr[s 31])	p.52
Fig.10- Dessin des faces ventrale et dorsale du m[le et de la femelle d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'apr[s 31]).....	p.52
Fig.11- Article I du palpe de la larve d' <i>Ixodes ricinus</i> ne portant pas d'p[eron (d'apr[s 106]).....	p.59
Fig.12- Exemple d'un article I de palpe d'une autre larve portant un p[eron [106].....	p.59
Fig.13- Capitulum larvaire portant un auricule bien d[velopp[[106].....	p.59
Fig.14- Morphologie de la larve d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'apr[s 78]).....	p.60
Fig.15- Morphologie de la nymphe d' <i>Ixodes ricinus</i> (d'apr[s 79]).....	p.61
Fig.16- Sch[ma explicatif : les diff[rents tropismes chez les tiques [14]	p.70
Fig.17- Cycle biologique d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.71
Fig.18- Cycle biologique d' <i>Ixodes ricinus</i> : dur[ee des diff[rentes phases du cycle.....	p.74
Fig.19- Aspect des pi[ces buccales d' <i>Ixodes ricinus</i>	p.89
Fig.20- Diff[rents aspects du manchon lipoprot[ique chez les tiques (d'apr[s 14]).....	p.90
Fig.21- Dessin d'une tr[emie adapt[ee [la r[colte des tiques (d'apr[s 4])	p.96
Fig.22- Dessin d'un plateau soutenant un tube grillag[employ[pour l'infestation de gerbilles (d'apr[s 43]).....	p.106
Fig.23- Dessin d'une cage de collecte pour gerbille, plac[ee au-dessus de r[cupients d'eau (d'apr[s 43]).....	p.107
Fig.24- Dessin du dispositif circulaire imagin[par BERCOVIER et MOLLARET (d'apr[s 11]).....	p.108
Fig.25- Dessin d'un corset mis en place sur une souris (d'apr[s 48]).....	p.109
Fig.26- Dessin d'une chambre d'[levage am[nagee pour accueillir un lapin servant d'h[te [<i>Ixodes ricinus</i> (d'apr[s 89]).....	p.110
Fig.27- Collerette plastifi[ee dispos[ee autour du cou d'une souris (d'apr[s 48]).....	p.111
Fig.28- Collerette plastifi[ee dispos[ee sur un lapin (d'apr[s 115]).....	p.112
Fig.29- Dessin d'un collier pour veau (d'apr[s 43]).....	p.112

Fig.30- Schéma du dispositif appliqué sur le dos du lapin (d'après [48])	p.114
Fig.31- Dessin d'un dispositif entourant les deux oreilles d'un lapin (d'après [48]).....	p.115
Fig.32- Dispositif en place sur une oreille de lapin, la collerette fixée aux sacs de toile et des tiques gorgées fixées sur l'autre oreille (d'après[5]).....	p.116
Fig.33- Schéma du dispositif utilisé chez le mouton	p.117
Fig.34- Dessin d'un dispositif utilisé pour nourrir des tiques sur une membrane artificielle (d'après [88]).....	p.128
Fig.35- Dessin d'un dispositif utilisant des tubes capillaires pour assurer l'alimentation de femelles adultes de <i>Dermacentor andersoni</i> (d'après [19]).....	p.130
Fig.36- Schéma représentant les tubes de verre aménagés par METIANU (d'après [73]).....	p.137
Fig.37- Schéma d'un incubateur avec compartiments latéraux remplis de coton humide (d'après [48]).....	p.139
Fig.38- Durée du repas larvaire d' <i>Ixodes ricinus</i> selon l'âge de la larve (d'après [50]).....	p.146
Fig.39- Exemple de fiche de suivi d'élevage (d'après [48]).....	p.147

GRAPHIQUES

Graph.1- Echantillonnage mensuel de larves, nymphes et adultes d' <i>Ixodes ricinus</i> au cours des années 72 et 73 (d'après [75])	p.76
Graph.2- Développement de la progéniture de 8 <i>Ixodes ricinus</i> gorgées au printemps 1970 (d'après [33])	p.78
Graph.3- Développement de la progéniture d'adultes d' <i>Ixodes ricinus</i> gorgées à l'automne 1970 (d'après [33]).....	p.79
Graph.4- Evolution des populations de larves, nymphes et adultes d' <i>Ixodes ricinus</i> selon la saison (d'après [47] et [74]).....	p.80
Graph.5- Evolution du poids des femelles d' <i>Ixodes ricinus</i> au cours du repas (d'après [38])	p.92

INTRODUCTION

Depuis longtemps l'homme tente d'élever certains ectoparasites des animaux jouant un rôle dans la transmission de zoonoses : déjà au début du siècle des études étaient menées sur les glossines par exemple ; l'élevage d'autres insectes hématophages a suivi, qu'il s'agisse de mouches, de moustiques ou de puces.

Les études aujourd'hui ne servent plus seulement à cerner l'épidémiologie de certaines maladies transmissibles à l'homme, mais font également avancer les connaissances fondamentales en vue d'améliorer la lutte contre ces parasites.

Ainsi l'élevage d'*Ixodes ricinus* permet d'affiner les connaissances acquises après l'observation du parasite dans son milieu naturel et surtout de disposer de matériel vivant facilement et en quantité afin de tester différents programmes de lutte. L'objectif est de limiter la propagation des nombreuses maladies qu'elle transmet, la plupart étant des zoonoses : ces affections sont décrites en première partie. Les données de morphologie et de biologie exposées en deuxième partie permettent de comprendre les méthodes d'élevage utilisées par différents auteurs et détaillées en dernière partie.

I. INTERETS DE L'ELEVAGE D' IXODES RICINUS.

I.1. Pourquoi s'intéresser à *Ixodes ricinus* ?

Les tiques dures en France et en Europe sont d'une extraordinaire diversité : sur 650 espèces décrites, seules quelques dizaines ont une réelle importance médicale ou vétérinaire et parmi elles *Ixodes* est l'un des genres les plus représentés. Il comprend notamment l'espèce *Ixodes ricinus*, aussi abondante qu'ubiquiste, et vecteur d'agents pathogènes variés responsables de zoonoses et de pertes économiques non négligeables en élevage ovin ou bovin.

I.1.1. *Ixodes ricinus*, une espèce largement répandue.

I.1.1.1. Présence sur un large territoire

Le recoupement d'études menées dans de nombreux pays montre qu'*Ixodes ricinus* existe dans toute l'Europe (sa répartition dans le reste du monde ne sera pas envisagée ici).

-Europe du Nord : en Suède, elle a été mise en évidence dans les régions les plus nordiques (region of Norland) ainsi que le long des côtes de la mer Baltique [113]. La Norvège et la Finlande [113] hébergent également *Ixodes ricinus* sur leur territoire, ainsi que l'Irlande [41] et l'Angleterre, qu'il s'agisse de l'Ecosse [2] ou du Pays de Galles [47].

-Europe de l'Ouest : *Ixodes ricinus* est présente en France, en Allemagne [66], en Suisse [76], aux Pays-Bas [71].

-Europe de l'Est : l'ensemble des pays constituant l'Europe de l'Est sont concernés, en particulier la Roumanie [72] et l'ex-Tchécoslovaquie [91] où des études ont été menées dans la région montagneuse de Tribec.

-Sud de l'Europe et pourtour méditerranéen : on citera notamment l'Espagne, le Portugal, l'Italie, la Grèce, la Turquie et quelques pays d'Afrique du Nord comme le Maroc, l'Algérie, l'Egypte.

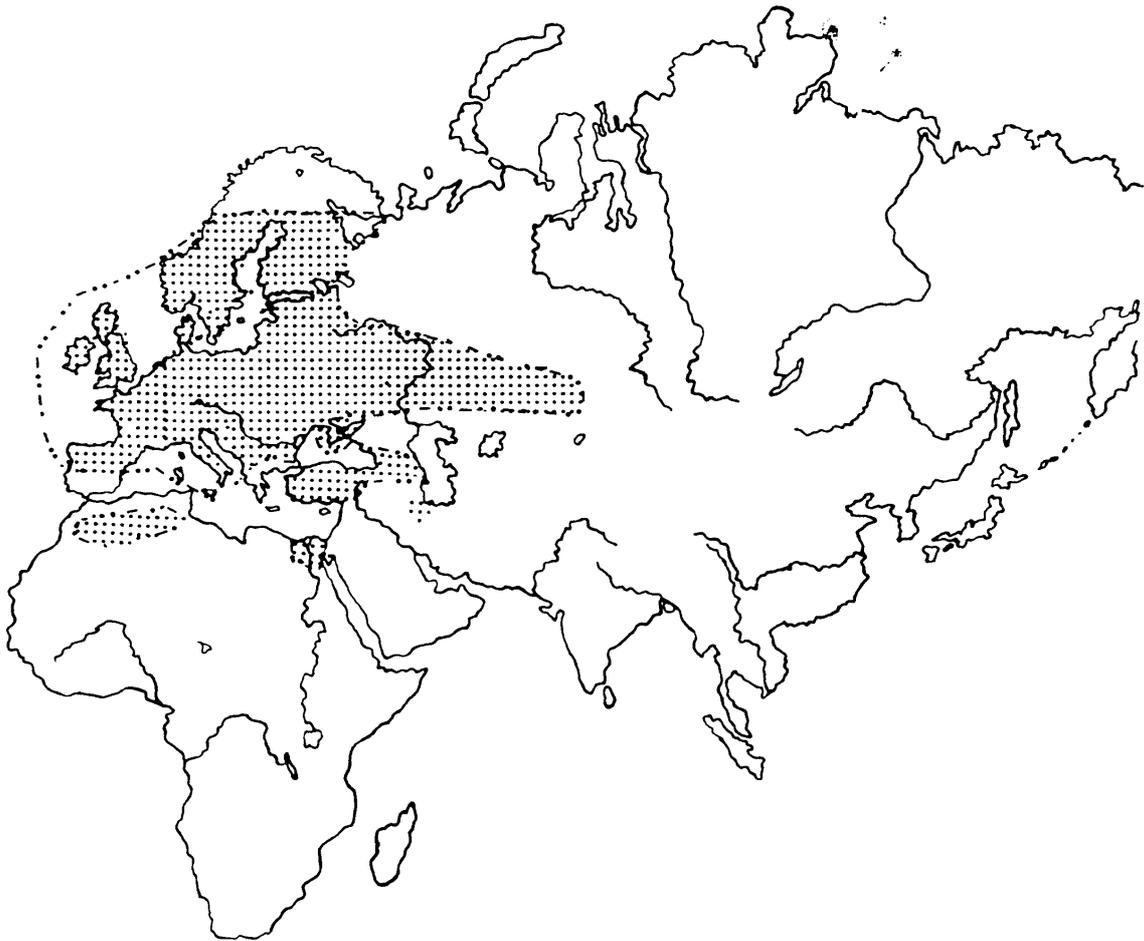


Fig.1 : *Distribution d'Ixodes ricinus en Europe (d'après [91])*

I.1.1.2. Occupation de nombreux biotopes

Nous venons de voir qu'*Ixodes ricinus* est une espèce de tique assez ubiquiste : elle a investi tous les pays européens sans exception. Cependant la répartition de ces acariens n'est pas uniforme : la densité des populations varie évidemment avec :

- la température ambiante, dépendante de l'altitude, du climat et de la saison
- l'hygrométrie
- la végétation.

Ces différents paramètres sont tous indirectement liés.

Ainsi, la tique se retrouve le plus souvent dans des biotopes abrités [74][71], où la végétation est abondante au moins pendant une partie de la saison :

- sous-bois de chênes, de hêtres, de châtaigniers, de charmes, d'aulnes, de noisetiers...[90]
- prairies en bordure de bois
- haies, bosquets, bocages, fougères [90] , landes (genêts, bruyères)[15].

Ces types de végétation étant des plus communs sous nos climats tempérés, cela explique la large répartition d'*Ixodes ricinus* en Europe.

L'occupation de ces divers biotopes peut perdurer malgré le froid (Suède [113][90]) ou l'altitude (Lignièrès 830m [76]), mais cependant peu de tiques de cette espèce sont observées lorsque l'on monte au-dessus de 1000m [74], leur disparition étant quasi-totale après 1500m [91].

Les populations s'accroissent sensiblement au printemps et à l'automne en Europe tempérée, en été en Europe septentrionale, les deux modalités existant sur le pourtour méditerranéen ; on évoque la possibilité pour *Ixodes ricinus* de se réfugier dans les mousses ou même dans les anfractuosités du sol ou sous les pierres [74] pour passer l'hiver. Au Maghreb, le maximum d'activité est observé en hiver [91].

Le passage des individus d'un biotope à l'autre, permettant le mélange et l'extension des populations, se fait par des déplacements passifs, la tique se fixant sur un hôte mobile (oiseaux, mammifères...).

Ixodes ricinus occupe donc des biotopes assez variés, et sa répartition est d'autant plus grande que son habitat ne nécessite pas la réunion d'un grand nombre de contraintes physico-chimiques : le stade adulte est en effet exophile. Seuls les stades larvaire et nymphal sont de type pholéophile, c'est-à-dire plus exigeants quant à la qualité de leur milieu de vie.

I.1.1.3. Des hôtes très divers

L'importance accordée à *Ixodes ricinus* tient tout autant à sa large distribution en Europe et à la diversité des biotopes qu'elle occupe qu'à la variété des hôtes qu'elle est susceptible d'infester.

Ixodes ricinus est en effet une tique ubiquiste pour ses hôtes sous sa forme larvaire et nymphale : cette ubiquité n'empêche pas une certaine préférence pour un hôte mais permet seulement que le cycle ne soit pas interrompu si l'hôte recherché est absent.

La forme adulte est par contre plus sélective et oriente son choix vers un hôte dont l'absence risque d'entraîner sa disparition [14].

Les hôtes des différentes stases n'ont pas tous la même importance : certains sont des hôtes habituels, d'autres ne sont qu'accidentels ; certains permettent la dissémination des tiques, d'autres jouent par leur abondance un rôle de maintien de la population (exemple des micromammifères)[91].

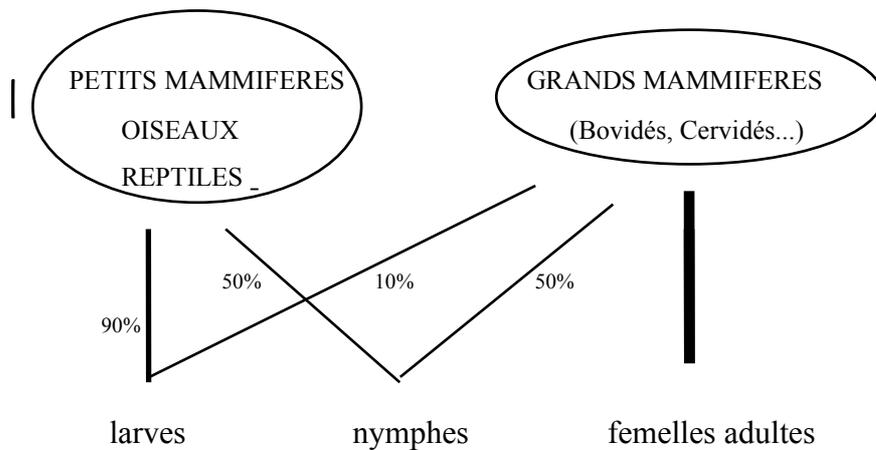


Fig.2 : Choix de l'hôte en fonction de la stase considérée

***Les larves :** elles ne sont pas sélectives mais se fixent tout de même de façon préférentielle sur certains hôtes :

- **les Rongeurs** [76]: le mulot sylvestre (*Apodemus sylvaticus*), le mulot fauve (*Apodemus flavicollis*), le campagnol roussâtre (*Clethrionomys glareolus*), le campagnol agreste (*Microtus agrestis*), le campagnol des champs (*M. arvalis*) et de façon accidentelle la souris (*Mus musculus*). La gerbille de Mongolie (*Meriones unguiculatus*) est un hôte expérimental adapté [61].
- **les Insectivores** [76] : la musaraigne carrelet (*Sorex araneus*), la musaraigne pygmée (*S. minutus*), le hérisson (*Erinaceus europaeus*).
- **les Oiseaux** , appartenant essentiellement à la famille des Turdidae [90] : les grives et merles (*Turdus*), le rouge-gorge familier (*Erithacus rubecula*), le rouge-queue à front blanc (*Phoenicurus phoenicurus*).
- **les Reptiles** : le lézard agile (*Lacerta agilis*), le lézard vert (*Lacerta viridis*) [74].

***Les nymphes** : elles se fixent indifféremment sur oiseaux, renard, écureuil , lièvre [74] , rongeurs ou même lézards. Leur préférence irait aux rongeurs en milieu sec (on les trouve alors dans les terriers) et à des animaux de plus grande taille en milieu humide [15] : en Grande-Bretagne, en raison de la richesse des biotopes en plantes herbacées et de l'abondance des hôtes, on la rencontre souvent et de façon abondante chez le mouton (elle est d'ailleurs connue sous le nom de « sheep tick »).

***Les adultes** : les femelles choisissent plutôt les grands mammifères : cervidés [74], sangliers, renards, chiens, chats, moutons, chèvres, porcs, chevaux [90][91], lièvres, hérissons, oiseaux galliformes [15].

Elles peuvent également se fixer sur les hommes circulant ou travaillant dans les zones à risque : forestiers, agriculteurs, chasseurs... L'homme peut être parasité par toutes les stases d'*Ixodes ricinus* [4].

Ixodes ricinus présente une large distribution européenne et colonise des biotopes variés (mais plutôt boisés). Elle est très ubiquiste quant au choix de ses hôtes ; les larves parasitent préférentiellement des petits rongeurs, les adultes des grands mammifères alors que les nymphes ne montrent pas de préférence.

I.1.2. Ixodes ricinus : son pouvoir pathogène direct

Si *Ixodes ricinus* peut transmettre de nombreux agents pathogènes, elle peut aussi causer des dommages directs par sa simple morsure, entraînant chez l'hôte des réactions inflammatoires, d'hypersensibilité voire même paralytiques.

I.1.2.1. Morsure de tique et réaction inflammatoire

La fixation d'une tique à son hôte se fait en deux phases [14] :

- les chélicères et leurs crochets forment par leurs mouvements un trou dans la peau de l'hôte et permettent l'enfoncement progressif de l'hypostome de la tique.

- la sécrétion d'un ciment autour des pièces du rostre ainsi enfoncées permet une fixation très solide de la tique à son hôte : cette « gaine » de sécrétions salivaires se solidifie et est entourée par la suite de fibres de collagènes disposées tangentiellement (réaction de l'hôte).

Une fois fixée, la tique peut commencer son repas ; elle prélève le sang à partir d'un foyer de lyse créé à l'extrémité de son rostre.

L'ensemble de ces mécanismes explique l'apparition de la réaction érythémateuse puis oedémateuse à l'endroit de la morsure, précédant la formation d'un nodule ferme avec un pore central[116].

Le prurit entraîné par la piqûre de tique est généralement de faible intensité : en effet la morsure ne devient douloureuse que lorsque la tique est gorgée, du fait des tractions exercées par le poids du corps sur les pièces buccales. Une réaction granulomateuse chronique évolue parfois au point de fixation.

Au cours des premières infestations, la réaction de l'hôte est dominée par des mécanismes inflammatoires non spécifiques. Lors des réinfestations, des allergies à la salive des

tiques sont possibles, quoique très rares : elles mettent en jeu une hypersensibilité cutanée à basophiles [14].

Les lésions obtenues sont maculeuses, érythémateuses, de taille variable et centrées sur la morsure.

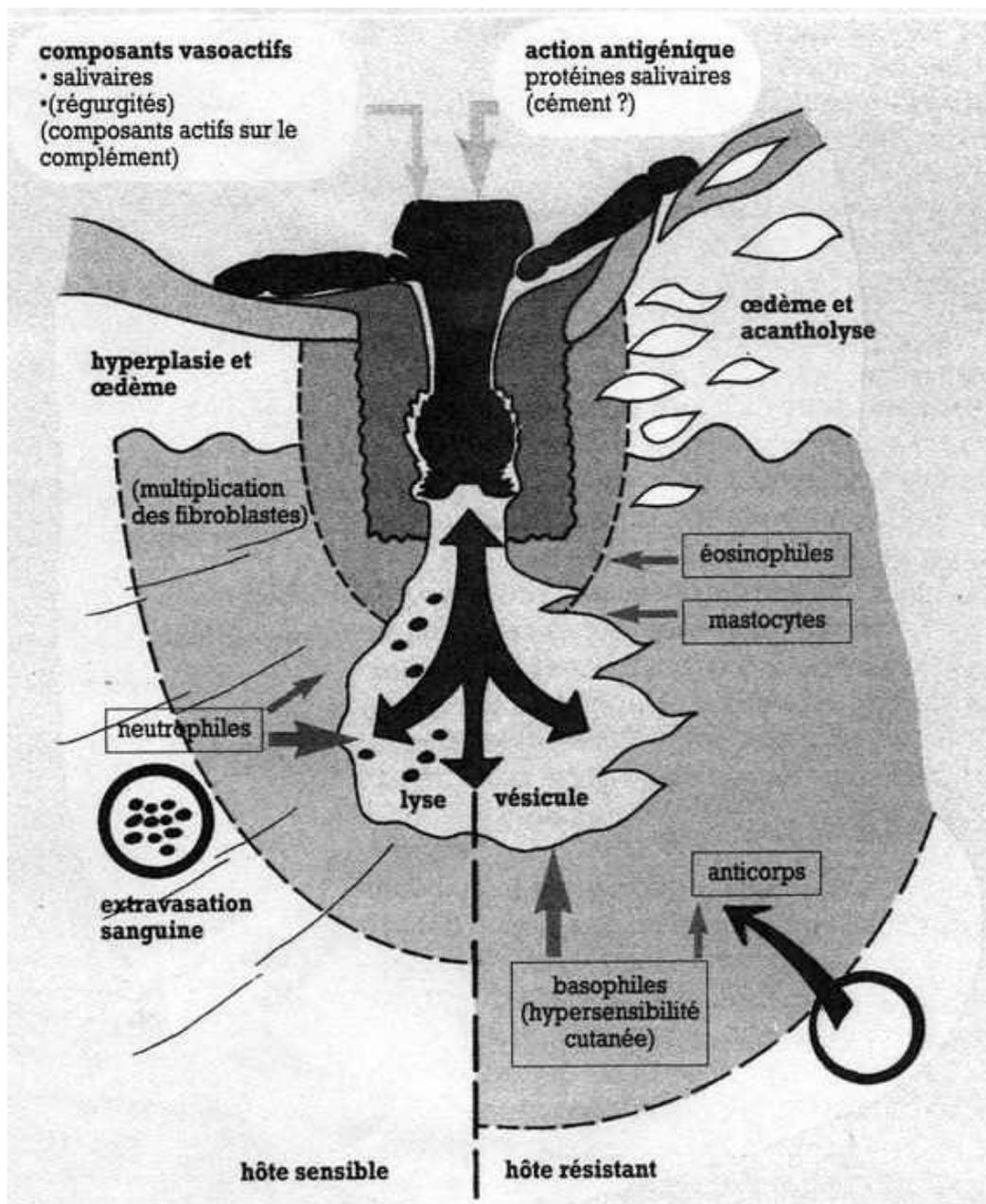


Fig.3 : Lésions de fixation déterminées par la réaction de l'hôte

I.1.2.2. Morsure de tique et spoliation sanguine

Chaque repas de sang permet à la tique de prélever jusqu'à 0,6 g de sang à son hôte [14].

On comprend alors aisément que des morsures nombreuses et répétées sur un même hôte puissent avoir des répercussions cliniques : cette considération sera à prendre en compte pour l'élevage d'*Ixodes ricinus* afin de ne pas faire subir de trop lourdes infestations aux hôtes choisis.

I.1.2.3. Toxicité de la morsure

Des toxines produites par des femelles fixées sont responsables de ce qu'on appelle les « paralysies à tique » : ces toxines sont sélectives vis-à-vis du tissu nerveux et ne peuvent exercer leur action que si la tique s'est fixée à proximité d'un rameau ou d'un centre nerveux. Les moutons sont particulièrement exposés, leur laine repoussant les tiques vers la tête et les membres.

Remarque : Les toxicoses à tique doivent être différenciées de fausses paralysies ayant pour origine une gêne musculaire ou une compression nerveuse causées par la réaction oedémateuse au point de fixation.

I.1.3. Ixodes ricinus et la transmission d'agents pathogènes

I.1.3.1. Généralités

Le nombre d'agents pathogènes qu'*Ixodes ricinus* peut transmettre explique que son étude présente un véritable intérêt médical, que ce soit en médecine humaine lorsqu'il s'agit de zoonoses ou en médecine vétérinaire.

L'étude de sa biologie sert également des intérêts économiques lorsqu'il s'agit de pathologies d'élevage bovin et ovin par exemple.

Le mode de transmission des divers agents pathogènes est sensiblement toujours le même :

- la tique, au stade adulte, nymphal ou larvaire, se fixe sur son hôte en phase de virémie (ou bactériémie, parasitémie) et se contamine en effectuant son repas de sang.
- en général, un délai est nécessaire à la maturation et la migration de l'agent infectieux dans les glandes salivaires et les différents tissus de la tique.
- la tique infectée transmet l'agent infectieux à un second hôte soit au stade suivant soit à la génération suivante par injection de salive au cours du repas sanguin.

Plusieurs facteurs favorisent la transmission d'agents infectieux d'un hôte à l'autre :

- l'importance du volume de sang prélevé à chaque repas
- la reprise possible d'un repas interrompu sur un nouvel hôte
- l'anatomie de la tique : le tube digestif extrêmement ramifié est en étroit contact avec tous les organes de la cavité abdominale, ce qui permet le stockage des agents infectieux dans les tissus environnants.

Cette particularité anatomique est fondamentale puisqu'elle permet :

- la *conservation des agents infectieux* dans les tissus de la tique *au cours des mues* : pour bon nombre de bactéries et de virus, la tique s'infecte à un stade immature et transmet l'agent à un nouvel hôte au stade adulte (on parle de transmission transstasiale).
- le *passage des agents infectieux dans les oeufs* et donc l'infection des individus de la génération suivante (on parle alors de transmission transovarienne, phénomène important par exemple pour les protozoaires du genre Babésia).

I.1.3.2. *Ixodes ricinus* et la transmission de bactéries

I.1.3.2.1. *Borrelia burgdorferi*, spirochète agent de la maladie de Lyme

Cette maladie atteint aussi bien les animaux domestiques (chien, cheval, bovin, mouton) que certains animaux sauvages (cervidés, canidés...); ils constituent, avec les Rongeurs, un véritable réservoir pour cette borreliose.

L'affection peut aussi atteindre l'homme, et certains facteurs de risque ont été identifiés : se promener en forêt, travailler comme garde forestier ou comme agriculteur...

Largement répandue en Europe, cette zoonose concerne par exemple 40 à 80000 personnes par an en Allemagne [66] (sur une population totale de 80 millions d'habitants), le taux de nouvelles infections pouvant atteindre 0,6% de la population par an en zone d'endémie.

Les pays les plus concernés sont ceux de l'Europe de l'est (Hongrie, Slovaquie, Russie [21]), alors qu'en Italie, Espagne et Grande-Bretagne la prévalence de l'infection est faible. En France, 10 à 30% des chiens sont séropositifs selon la région [77].

L'infection peut être transmise par tous les stades de développement d'*Ixodes ricinus* : la bactérie passe d'une stase à l'autre et la tique adulte la transmet à ses oeufs. Une étude menée en Slovaquie [103] montre que l'on a autant de chance de s'infecter à la suite d'une piqûre d'un adulte que d'une nymphe, ces dernières étant plus nombreuses mais moins infectées [103].

D'autres études se sont penchées sur le taux de transmission de l'infection à l'homme après une morsure par un *Ixodes ricinus*. En Allemagne, il a été montré que 3% des personnes suivies après morsure sont infectées [66] (soit elles développent la maladie, soit elles sont séropositives asymptomatiques) : cela représente pour une personne environ une chance sur quatre de s'infecter après avoir été mordue par une tique porteuse du germe [66]. Pour d'autres auteurs allemands, le risque de séroconversion après morsure est de 4 à 5,6% ; le risque de présenter des symptômes serait seulement de 0,3 à 1,4% [66].

Heureusement, les séroconversions asymptomatiques sont nombreuses chez l'homme comme chez les animaux ; s'ils apparaissent, les premiers symptômes se manifestent en général par la survenue d'un érythème chronique migrant centré sur la morsure de tique [116]. D'autres signes peuvent aussi exister : un nodule ou une plaque érythémateuse à violacée sur l'oreille souvent (surtout chez les enfants), une acrodermatite chronique atrophique, des symptômes nerveux, des arthrites, une myocardite [111].

Chez les carnivores, fièvre et asthénie dominant le tableau clinique, pouvant être associées à des adénopathies, une polyarthrite, des myopathies. On rencontre de façon inconstante une myocardite, une glomérulonéphrite, une méningite, des avortements [77].

Chez le cheval et les Ruminants, l'infection est le plus souvent asymptomatique mais peut aussi provoquer arthrites et troubles nerveux [65].

I.1.3.2.2. Ehrlichia phagocytophila, rickettsie responsable de la « tick-born fever » chez le mouton et de la « pasture fever » chez les bovins

Cette maladie des Ruminants est due à une bactérie intracellulaire obligatoire. Seules les adultes et les nymphes d'*Ixodes ricinus* en sont les vecteurs : la transmission transovarienne du germe n'existe pas chez la tique (Mc LEOD, 1936), ne permettant donc pas l'infection des larves [2]. En revanche, l'infection persiste longtemps dans l'organisme de la tique.

Après bactériémie, le mouton reste porteur sain pendant des mois (la rickettsie a pu être détectée deux ans après infection dans le sang d'un mouton splénectomisé [2]) ; la persistance chez le bovin semble moindre.

La maladie est répandue en Europe : elle a été décrite en Irlande, au Royaume-Uni, en Scandinavie, en Suisse, en Espagne [98].

On s'intéresse de plus en plus à cette rickettsie car récemment une souche génétiquement proche de cette dernière a été découverte chez l'homme, le chien et le cheval en Europe (Suisse, Ecosse[95] ; Johansson et al.,1995 ; Clark et al., 1996) ; le vecteur semble être *Ixodes ricinus*. Des études en Suisse ont montré que le renard peut être atteint également [96].

La clinique n'est pas très évocatrice et est proche du tableau entraîné par le virus de la louping-ill : c'est Mc LEOD qui, en 1932, a pour la première fois différencié les deux maladies en s'apercevant que des moutons immunisés contre la louping-ill avaient quand même contracté au pré une forte hyperthermie, symptôme commun aux deux maladies [36]. La clinique se résume à un syndrome fébrile persistant pendant environ 10 jours après une période d'incubation de 4 jours. La production laitière chute, les femelles infectées au cours des deux derniers mois de gestation avortent le plus souvent [98b]. La fièvre s'accompagne d'une leucopénie sévère qui peut faciliter le développement d'autres affections (listériose, louping-ill, évolution d'un abcès, pneumonies à Staphylocoques...[2][98b]) ; on observe aussi une anémie et une thrombocytopenie [95].

L'ehrlichiose granulocytaire humaine est également transmise par *Ixodes ricinus* et touche les travailleurs en forêt, les chasseurs et, comme pour la maladie de Lyme, les personnes pratiquant des loisirs en forêt.

Les patients atteints présentent un syndrome pseudo-grippal sévère avec fièvre, myalgies, sueurs et céphalées. Ces symptômes s'accompagnent d'une leucopénie associée souvent à une anémie et une thrombopénie [18].

I.1.3.2.3. *Coxiella burnetii*, rickettsie responsable de la fièvre Q chez les Ruminants et l'homme

Les espèces domestiques sensibles sont principalement les ovins et les caprins, plus rarement les bovins.

C'est une zoonose répandue en Europe, qui peut être transmise par *Ixodes ricinus* ; d'autres modes de transmission entre animaux existent, verticaux ou horizontaux par le placenta, les

lochies, le colostrum, le lait ou indirectement par le milieu extérieur, où la rickettsie survit plusieurs mois [98c] . Les fécès et les urines des animaux atteints sont également riches en *Coxiella*. Le rôle des tiques dans l'épidémiologie de la maladie est variable selon les régions.

La fièvre Q est le plus souvent inapparente chez les ruminants mais peut parfois prendre une allure enzootique et provoquer des avortements dans le dernier tiers de gestation, des métrites et des naissances prématurées [12].

L'homme se contamine le plus souvent par inhalation au contact d'animaux infectés mettant bas [98c], mais d'autres sources sont possibles comme le lait s'il n'est pas pasteurisé [98c].

Des métiers sont considérés comme à risque : éleveurs, vétérinaires, marchands d'animaux...[98c].

La plupart du temps, la fièvre Q reste asymptomatique chez l'homme ; dans les autres cas, le tableau clinique montre, après une période d'incubation de 20 jours à 2 mois, de la fièvre, des malaises et des maux de tête. Plus rarement, on observe une pneumonie, une hépatite ou une méningoencéphalite [30]. Une forme chronique se caractérise par une endocardite et une hépatite [98c].

I.1.3.2.4. *Anaplasma marginale* et *A. ovis*, rickettsies responsables des anaplasmoses bovine et ovine

De répartition mondiale, ces rickettsioses touchent les Ruminants par l'intermédiaire de nombreux vecteurs (tiques, Tabanidés...) : l'un de ces vecteurs est *Ixodes ricinus*.

L'infection, transmise par les Arthropodes ou simplement par l'intermédiaire du matériel médical et d'élevage (matériel de castration, de transfert d'embryon, instruments de décornage...), reste sporadique dans les régions tempérées [98a].

Chez la tique vectrice, il existe une transmission transstadiale et transovarienne

Un animal atteint reste porteur pendant de nombreuses années voire même pour sa vie entière.

L'intensité des signes cliniques dépend de l'espèce et de l'âge de l'individu atteint : la maladie reste plus souvent subclinique chez les ovins que chez les bovins ; les jeunes sont plus réceptifs mais moins sensibles, c'est pourquoi l'anaplasmose reste souvent subclinique dans les zones de forte pression d'infection, où les animaux s'infectent jeunes. Les individus déclarant des anaplasmoses aiguës sont donc des animaux adultes, en général nouvellement introduits dans un troupeau infecté, et l'évolution est souvent fatale quand ils s'infectent après l'âge de 2 ans [109].

L'incubation de la maladie est d'environ un mois ; les symptômes (identiques pour les bovins et les ovins) sont de la fièvre, de l'anorexie, une chute de la production laitière, un ictère et une pâleur des muqueuses : l'anémie peut entraîner une anoxie cérébrale responsable d'un comportement agressif. L'hémoglobinurie est absente [98a]. Chez les adultes, il n'est pas rare de voir apparaître une forte dyspnée puis la mort dans les 24h ; les femelles gravides avortent souvent, la fonction testiculaire des taureaux est fortement altérée.

Pendant la période de convalescence, l'ictère et la perte de poids persistent encore pendant 3 ou 4 semaines [109].

1.1.3.2.5. Un foyer de rickettsies en Suisse, du groupe de la fièvre pourprée, découverte à Neuchâtel en 1979

Des rickettsies de ce même groupe sont présentes en Suisse mais aussi en France, en Allemagne, en Autriche, en Tchécoslovaquie, en Bulgarie.

Dans une étude PETER, BURGDORFER et AESCHLIMANN[92] rapportent que sur le plateau suisse, cette rickettsie serait présente chez de nombreux micromammifères ainsi que chez 8,5% des *Ixodes ricinus* récoltées.

La transmission de l'agent serait à la fois transstasiale et transovarienne.

Cette étude montre l'importance de la circulation de cet agent parmi la population de micromammifères comme le campagnol roussâtre, le mulot fauve et le mulot sylvestre.

I.1.3.3. *Ixodes ricinus* et la transmission de virus

I.1.3.3.1. Tick-born encephalitis virus, Flavivirus agent de l'encéphalite à tique

L'encéphalite à tique est la plus importante arbovirose européenne ; elle se rencontre surtout en Asie, Russie et Europe de l'Est, mais l'Europe de l'Ouest n'est pas épargnée : les premiers cas ont été rencontrés en 1927 en Autriche, et depuis des cas sont régulièrement rapportés d'Allemagne, de Suisse [68], de l'est de la France [44] (en Alsace, 1% des tiques seraient porteuses du virus [22]). Les pays scandinaves sont également touchés [22].

Tabl.1 : Prévalence de l'encéphalite à tique chez l'homme dans quelques pays d'Europe [22]

	Taux de sujets séropositifs
<i>Tchécoslovaquie</i>	7 % chez les 6-19 ans 55 % chez les 50-64 ans
<i>Autriche</i>	14 %
<i>Hongrie, Bulgarie, Roumanie, Pologne, Yougoslavie</i>	11 à 25 %

Cette maladie touche les ruminants, de nombreux rongeurs et oiseaux ainsi que l'homme. De nombreuses enquêtes sérologiques sur chacune de ces espèces ont prouvé son étendue en Europe [117][13].

Tabl.2 : Synonymes de l'appellation « encéphalite à tique »

encéphalite verno-estivale russe
méningoencéphalite diphasique, ou biondulante
fièvre de lait diphasique
maladie de Kumlinge
maladie de Schneider
encéphalite d'Europe centrale
tick-born encephalitis

Ixodes ricinus est le vecteur principal du sous-type Western du virus, responsable de la forme la moins sévère de l'encéphalite à tique. Chez la tique, le virus peut vivre très longtemps et sa transmission transstasiale et transovarienne est possible (respectivement dans 10 à 50% et 1 à 10% des cas)[22].

Les hôtes principaux de ces tiques sont les petits rongeurs [44] : des microfoyers d'infection se créent donc, formant des réservoirs de virus. La dissémination du virus se fait par l'intermédiaire des grands animaux et des oiseaux migrateurs.

Parmi les maladies virales du système nerveux central, l'encéphalite à tique prend la première place en Autriche et la quatrième en Suisse : ce problème de santé publique a pu heureusement être contrôlé par des programmes de vaccination qui ont réduit le nombre de cas cliniques, surtout dans les groupes à risque comme les forestiers, les agriculteurs, les randonneurs.

L'homme est essentiellement contaminé par morsure d'une tique infectée. Il est possible également de contracter l'encéphalite par consommation de lait de vache, de brebis ou de chèvre en phase de virémie [22] : en Europe de l'est, de petites épidémies d'encéphalite à tique sont apparues après ingestion de lait contaminé [42]. Une transfusion à partir d'un donneur en phase virémique transmet également l'infection au receveur.

Chez l'animal, le virus est peu ou pas pathogène et l'élaboration d'anticorps empêche toute nouvelle infection [22].

Chez l'homme, la maladie concerne plutôt les individus de 30 à 40 ans : après une période d'incubation d'une à deux semaines, apparaît une première phase correspondant à un

syndrome grippal avec fièvre, suivie ou non par une seconde phase comprenant des signes neurologiques (forme méningée ou méningoencéphalitique, méningoencéphalomyélitique, forme spinale...)[22].

L'atteinte clinique est plus ou moins importante et globalement la gravité des symptômes ne laisse pas préjuger de l'évolution ultérieure. La mortalité est de 1 à 2 % pour le type Western et les personnes guéries présentent des séquelles dans 6 à 46% des cas.

I.1.3.3.2. Virus de la louping-ill, agent de l'encéphalomyélite aïgue du mouton

Ce Flavivirus proche de celui de l'encéphalite d'Europe centrale [98d] est rencontré en Ecosse, Irlande, Angleterre, Norvège, Espagne, Bulgarie et Turquie [98d]. Il est responsable chez les ovins d'une encéphalomyélite aïgue entraînant la mort dans 4 à 60% des cas.

Le virus semble circuler sur un grand nombre d'espèces de mammifères (bovins, ovins, chevaux, cervidés...) et d'oiseaux, mais seul le mouton semble développer cliniquement la maladie [98d]. Chez *Ixodes ricinus*, seule la transmission transstasiale de l'agent est possible.

Le mouton développe une réaction fébrile de 2-3 jours, suivie ou non par des symptômes nerveux apparaissant au cours d'un deuxième épisode de fièvre : on constate une incoordination motrice, une hyperesthésie, des convulsions, une paralysie qui peut précéder la mort après invasion du système nerveux central par le virus [98d].

Des études menées en Ecosse par Mc LEOD [64] sur la transmission de la maladie ont mis en évidence certains facteurs favorisant l'évolution fatale de celle-ci, comme par exemple la coinfection par *Ehrlichia phagocytophila* ou par *Toxoplasma gondii* [98d].

L'homme peut contracter l'infection accidentellement. Les premiers cas ont été mis en évidence en 1934 et depuis seuls quelques dizaines de cas ont été décrits [25].

La plupart des infections sont subcliniques ; quand des symptômes apparaissent, on peut distinguer quatre grands tableaux cliniques : un syndrome grippal, une encéphalite, un

syndrome poliomyélite et une fièvre hémorragique [25]. Les individus les plus exposés sont les personnes travaillant en contact avec les tiques ou avec le virus (bergers, agriculteurs, bouchers, médecins, personnel des laboratoires manipulant le virus...).

I.1.3.4. *Ixodes ricinus* et la transmission de parasites

****Babésia divergens, Protozoaire
responsable de la piroplasmose
bovine***

La piroplasmose bovine à *Babesia divergens* est largement répandue en Europe [41][59] et en France où elle sévit surtout en Bretagne, Normandie, Pays de Loire, Centre, Limousin, Charolais...[52] et dans le sud-ouest.

Elle atteint les bovins domestiques, les bisons et peut se développer chez la gerbille de Mongolie qui sert de modèle d'étude en laboratoire.

Elle touche les animaux de plus de 10-12 mois et en particulier ceux à haut potentiel de production [52]. En zone d'endémie stable, les veaux contractent l'infection lorsqu'ils sont jeunes et peu sensibles et s'immunisent (on obtient de nombreux porteurs chroniques mais peu de cas cliniques) ; en zone d'endémie instable où les chances de contamination sont faibles, les animaux rencontrent la maladie plus tardivement : les cas cliniques resteront sporadiques mais graves. De même, des animaux « neufs » importés en zone d'endémie feront des babésioses graves : ainsi J. EUZEBY et P. RANCIEN constatent en 1966 que dans le Brionnais la babésiose est une maladie des bovins d'embouche importés alors que le troupeau autochtone est quasi-invulnérable [29]. Les prés où le risque est le plus grand sont ceux dont la clôture est faite de haies ou qui sont adjacents à des bois.

Les pics de cas cliniques sont observés au printemps et à l'automne, la maladie étant transmise en particulier par les tiques adultes [41]. Les larves et les nymphes peuvent contenir le germe, mais ne sont pas capables de le transmettre [26]. La *Babésia* peut se perpétuer dans une lignée de tiques pendant au moins deux générations [52].

Les symptômes de la forme typique sont un accès fébrile (avec une hyperthermie de 40 à 41,5 °C) associé à un syndrome hémolytique avec coloration sombre précoce des urines (dès le premier jour), une entérite diarrhéique (diarrhée noirâtre et profuse) et des manifestations nerveuses ; l'avortement est possible au cours de l'accès fébrile, surtout chez les vaches en fin de gestation. L'ictère est inconstant [52].

La guérison en l'absence de traitement est possible mais lente et souvent l'animal devient porteur chronique (les rechutes sont possibles). Des formes suraigües méningoencéphalitiques mortelles en 24-48h ont été décrites sur des vaches à haute production [52].

Il n'existe pas de *Babésia* spécifique de l'homme mais ce dernier peut être infecté à la suite d'une morsure de tique et permettre le développement de ce protozoaire. L'infection par *Babesia divergens* est connue en Europe : elle peut être asymptomatique, mais des formes plus graves sont décrites chez des individus splénectomisés ou immunodéprimés.

La plupart du temps, l'infection est contractée en milieu rural durant le travail (fermier, éleveurs, forestiers) ou pendant les périodes de vacances (campeurs, promeneurs)[37].

Les symptômes, après une incubation de une à trois semaines, se traduisent par une asthénie, un malaise général et de la fièvre. L'hémoglobinurie apparaît rapidement, ainsi qu'un ictère orangé ; dans les formes graves, l'évolution se fait rapidement vers l'insuffisance rénale [37].

Les agents pathogènes transmis par Ixodes ricinus sont donc nombreux et méritent d'autant plus qu'on leur porte un intérêt que la plupart sont agents de zoonoses. L'ensemble des maladies décrites ci-dessus sont regroupées dans le tableau suivant.

**Tabl.3 : Récapitulatif des agents de maladies animales ou humaines
transmis par Ixodes ricinus.**

	MALADIES ANIMALES	ZOONOSES
<u>BACTERIES</u>	<p><i>Anaplasmosse</i> Anaplasma marginale BOVINS</p> <p>Anaplasma ovis OVINS</p>	<p><i>Maladie de Lyme</i> Borrelia burgdorferi CHIEN, CHEVAL RUMINANTS</p>
		<p><i>Tick-born fever</i> Ehrlichia phagocytophila BOVINS, OVINS</p>
		<p><i>Fièvre Q</i> Coxiella burnetii OVINS, CAPRINS, + rarement BOVINS</p>
<u>VIRUS</u>		<p><i>Encéphalite à tique</i> Flavivirus RUMINANTS, OISEAUX</p>
		<p><i>Louping-ill</i> Flavivirus, OVINS</p>
<u>PARASITES</u>		<p><i>Piroplasmose</i> Babésia divergens BOVINS</p>

I.2. Pourquoi élever *Ixodes ricinus* ?

I.2.1. Un grand pas pour la recherche fondamentale

L'étude de la biologie des tiques, et donc d'*Ixodes ricinus* en particulier, nécessite leur maintien et leur élevage dans le laboratoire d'étude.

Les connaissances ont énormément progressé depuis la mise au point de techniques permettant la survie des tiques hors de leur milieu naturel :

-les modalités du repas de sang ont pu être décrites en détail : la durée, les localisations préférentielles de fixation sur l'hôte, la courbe d'augmentation pondérale de la tique au cours de son repas [101][51], l'influence des conditions physico-chimiques (température à la surface du corps de l'hôte par exemple [90]) sur le degré de réplétion de la tique à la fin de son repas [81], l'effet de la densité d'infestation de l'hôte sur le déroulement du repas [60], les relations entre gorgement et copulation [99]...

- l'observation des différentes phases du cycle a pu être aisément réalisée : durée d'incubation des oeufs [100][56], repas et métamorphose [100][101], longévité de chaque stade de vie selon les conditions de température et d'humidité [104][90].

- les fonctions de reproduction ont pu être étudiées minutieusement : fécondité des femelles [7][56], durée de la préonte et de la ponte [14], sex ratio à l'éclosion des oeufs [58]...

Les études ainsi menées ont permis de montrer que contrairement à la plupart des genres d'Ixodidés, la femelle d'*Ixodes ricinus* peut s'accoupler indifféremment avant ou pendant son repas sanguin ; elle ne peut cependant se gorger complètement qu'après avoir copulé, ce qui la rapproche des autres genres de la famille [38][90]. La rencontre des deux sexes pouvant se faire dans la nature avant la recherche d'un hôte, elle devient plus aléatoire : l'élevage en laboratoire a permis de mettre en évidence l'existence d'une phéromone sexuelle facilitant le rapprochement des partenaires [39].

- le comportement des tiques a également fait l'objet de nombreuses observations [58] : le développement de l'univers sensoriel de ces acariens est frappant, en particulier pour les genres où il existe une séparation franche entre stade libre et stade parasitaire comme chez *Ixodes ricinus*.

Ces adaptations sensorielles et comportementales permettent au parasite de trouver rapidement un hôte qui lui convienne afin d'effectuer son repas de sang et perpétuer le cycle [58].

Les études en laboratoire ont permis également d'observer l'activité des tiques en fonction de la température, de la luminosité, de la concentration en gaz carbonique de l'air, du moment du repas de sang [58]... Leurs déplacements ont été étudiés lors de la mise en place de gradients de température, lors de confrontation à des odeurs, à des objets en mouvement [58]... Les organes sensoriels incriminés, en particulier l'organe de Haller avec ses récepteurs olfactifs et ses récepteurs à l'humidité, ont pu faire l'objet d'études approfondies.

I.2.2. Le laboratoire au service de l'épidémiologie

L'élevage en laboratoire permet de *confronter les tiques à certaines conditions physico-chimiques* : les paramètres tels que la température, l'hygrométrie, la luminosité sont modifiables à volonté et leur maîtrise assure la répétabilité des expériences.

Les études ont pu *déterminer des conditions optimales de vie* et par là-même la nature des biotopes où l'on peut rencontrer *Ixodes ricinus*.

Exemple : la survie d'*Ixodes ricinus* exige certaines conditions de température et d'humidité : on la trouve donc dans les zones de végétation abondante (taillis, fourrés...) qui offrent une humidité élevée. A température égale, *Ixodes ricinus* survit dans une végétation abondante mais pas dans un chenil par exemple, où elle sera victime de la dessiccation.

« *Quand deux facteurs varient (température et humidité), c'est l'humidité relative, lorsqu'elle est défavorable, qui constitue l'élément inhibiteur* » Mc LEOD, [90].

Tenant compte de tous ces facteurs, on obtient donc une répartition inégale d'*Ixodes ricinus* au sein d'une vaste aire de distribution européenne, ce qui explique l'existence de foyers ponctuels de maladies transmises par *Ixodes ricinus*.

La résistance au froid constatée en laboratoire est considérable : des individus à jeûn survivent plus de 4 jours à -8°C [90], les tiques gorgées étant encore plus résistantes ! Ces travaux permettent de dire qu'*Ixodes ricinus* pourra également sévir en pays froid ou en altitude dans nos contrées ; cela signifie également que ces tiques sont capables pour certaines d'entre elles de survivre à l'hiver et de rechercher un hôte au printemps.

La résistance à la chaleur a également été mesurée [90] : elle n'est pas très élevée et explique la raréfaction d'*Ixodes ricinus* en période estivale.

Ixodes ricinus étant à la fois vecteur et réservoir de nombreuses maladies, il est intéressant de connaître les biotopes naturels qu'elle investit et les saisons pendant lesquelles elle survit pour comprendre l'épidémiologie des maladies.

De nombreuses études de laboratoire sur la *transmission des agents pathogènes* par *Ixodes ricinus* ont fait également progresser les connaissances en épidémiologie.

Les expériences permettent de déterminer comment les agents infectieux persistent dans l'organisme de la tique de stade en stade et même parfois de génération en génération : par exemple en 1986 Gerold STANEK et coll. montrent que *Borrelia burgdorferi* est retrouvée par immunofluorescence dans les oeufs de tiques infectées, et qu'une nymphe issue d'une larve infectée est aussi capable de transmettre la maladie à une souris lors de son repas de sang [111].

Quelle que soit la maladie étudiée, il est important de connaître chez *Ixodes ricinus* quels sont les stades infectants potentiels ; on sait que quand une transmission transovarienne existe, les larves peuvent être infectantes : par conséquent, d'une part le risque de contracter la maladie après une morsure de larve est réel si on est en zone d'endémie, d'autre part on peut penser que les rongeurs (qui représentent à 90% les hôtes des larves) jouent certainement un rôle de réservoir de la maladie. De la même façon, quand l'agent infectieux est transmissible de façon transstadiale, on s'attend à ce que tous les stades biologiques d'*Ixodes ricinus* puissent être infectants.

I.2.3. Le laboratoire au coeur de la lutte contre les tiques

Plusieurs voies sont possibles pour engager une lutte contre les tiques : soit en les détruisant ou en les repoussant, soit en augmentant les capacités de défense de l'hôte. Mais il n'est pas de lutte intelligente sans connaissance préalable de l'espèce incriminée et de ses particularités biologiques.

I.2.3.1. Le laboratoire et l'identification des tiques

L'identification précise de la tique contre laquelle on veut lutter est nécessaire pour pouvoir mettre en oeuvre des méthodes de lutte adaptées.

La connaissance du genre précis peut permettre aussi de faciliter le diagnostic d'une éventuelle maladie transmise lors de la morsure : par exemple on peut craindre une borréliose sur un chien hébergeant des *Ixodes ricinus*.

Il n'est souvent possible de déterminer l'espèce que dans un laboratoire spécialisé.

I.2.3.2. Le laboratoire : mise au point et testage des antiparasitaires, répulsifs et régulateurs de croissance

L'élevage en laboratoire d'*Ixodes ricinus* permet de fournir le « matériel vivant » nécessaire pour les premiers tests d'efficacité d'un antiparasitaire : on peut ainsi avoir à disposition, quelque soit la période de l'année, des tiques à tous les stades physiologiques [108]: larves, nymphes, femelles adultes où même des oeufs.

L'emploi d'antiparasitaires contre *Ixodes ricinus* se cantonne à l'utilisation de produits destinés à traiter l'hôte de la phase adulte , essentiellement le chien en ce qui concerne la maladie de Lyme et les ruminants domestiques pour les autres maladies transmises. La lutte

chimique dans l'environnement et contre les hôtes des stades immatures est illusoire car il s'agit surtout de rongeurs et autres petits mammifères sauvages.

La mise au point de répulsifs est difficile: certains laboratoires comme celui de NOVAK en Tchécoslovaquie [82] continuent à tester divers parfums sur les différents stades d'*Ixodes ricinus*.

Il est possible de tester au laboratoire l'action de produits systémiques : ainsi, le closantel administré par voie parentérale à des moutons semble avoir un effet sur *Ixodes ricinus* [8]. Les tiques ne sont pas tuées ni leur capacités de gorgement altérées mais en revanche elles pondent moins et de nombreux oeufs n'éclosent jamais [8].

I.2.3.3. Le laboratoire : l'immunologie au service de la lutte contre les tiques

Un nouveau concept de lutte s'est dessiné ces dix dernières années [83] : au lieu d'éliminer le parasite, on cherche à augmenter les défenses de l'hôte vis-à-vis de ce parasite. On tente de produire des vaccins de façon à immuniser l'hôte vis-à-vis d'antigènes cachés (par exemple des antigènes du tube digestif de la tique [22]) : au cours de son repas de sang, le parasite ingère donc des anticorps de l'hôte immunisé qui se fixent sur les sites antigéniques correspondants. S'ils sont dirigés contre ses cellules digestives, ils entraînent alors des lésions irréversibles conduisant à sa mort.

On a également essayé, à l'aide de la vaccination à partir d'antigènes de glande salivaire, de conférer une plus grande immunité à l'hôte mais les expériences ont montré que l'immunité ainsi acquise n'était pas supérieure à l'immunité naturelle induite après infestation [83]. L'acquisition de cette immunité permet de perturber la phase de gorgement et la digestion de l'hémoglobine chez la tique [81][16].

Le rôle décisif du laboratoire dans l'avancée des connaissances, qu'elles fassent progresser la recherche fondamentale ou appliquée, est désormais indéniable : la tique se doit d'être un matériel d'étude accessible quelque soit le stade biologique, et donc son élevage dans le laboratoire-même devient nécessaire, voire même indispensable. En effet, de nombreuses expériences dont l'obtention des résultats réclame un certain délai imposent le maintien en vie des individus pendant ce laps de temps et donc la parfaite maîtrise de l'élevage de la tique étudiée.

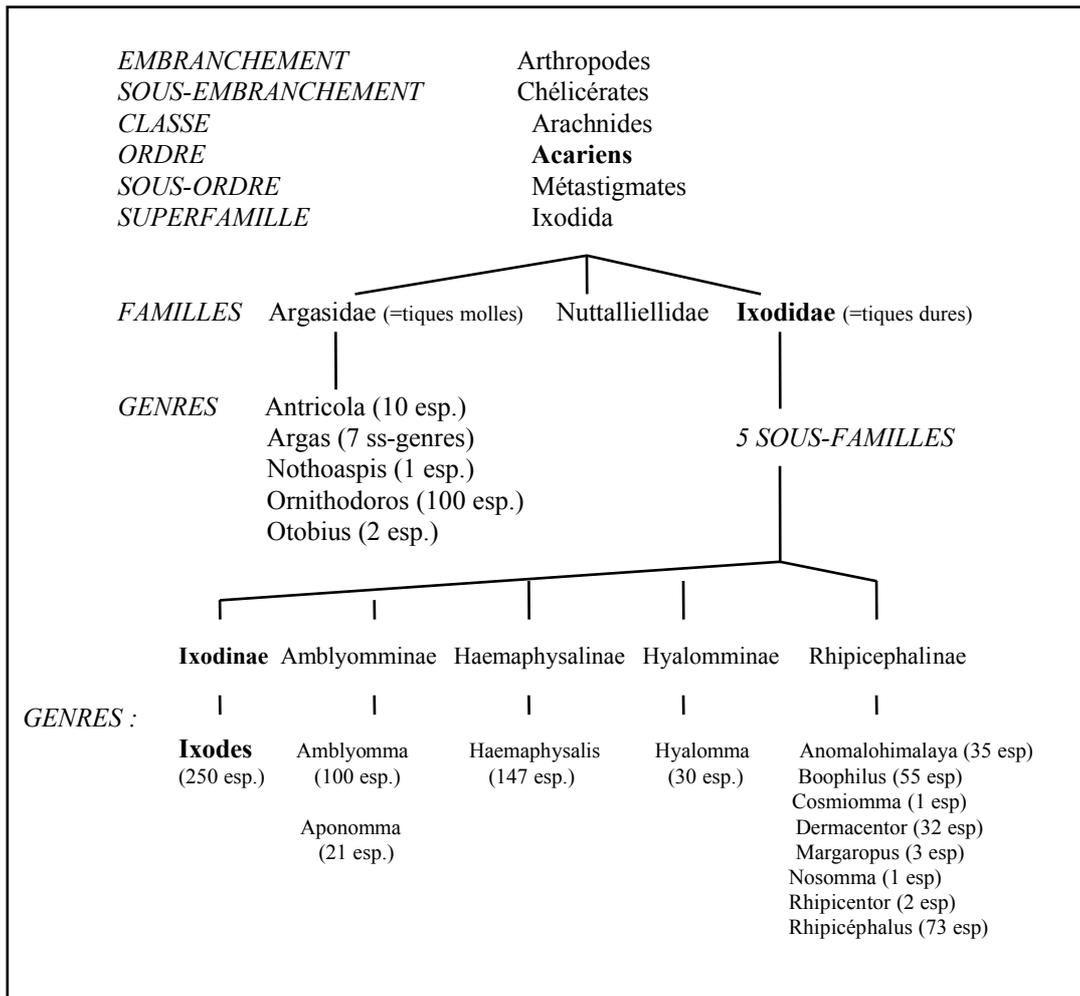
Nous avons vu l'importance médicale et économique d'Ixodes ricinus pour les animaux d'élevage et de compagnie ; la lutte contre ce parasite est de ce fait nécessaire. Entretenir son cycle en laboratoire permettra de tester facilement des antiparasitaires et de comprendre plus précisément le mode de transmission de certaines infections.

II. QUELQUES DONNÉES DE MORPHOLOGIE ET DE BIOLOGIE

II.1. L'identification d'*Ixodes ricinus* par ses caractères morphologiques

II.1.1. Caractères morphologiques généraux

Tabl.4 : *Systématique des tiques (d'après [54])*



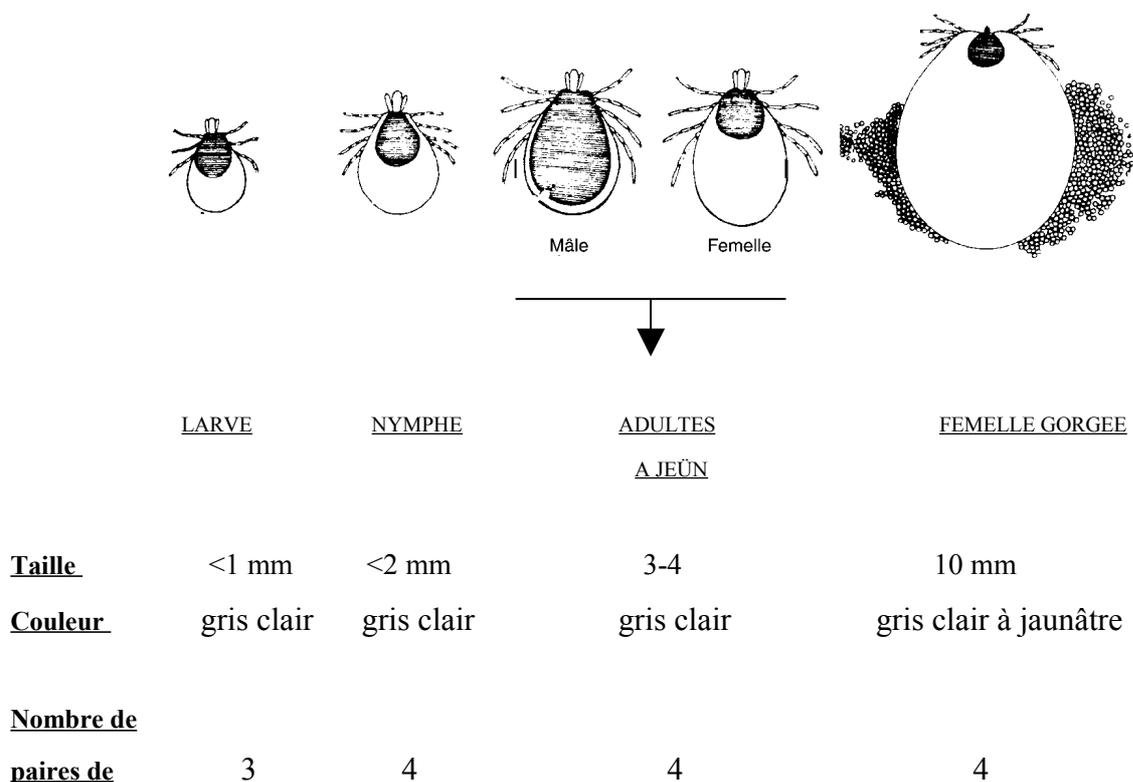
Ixodes ricinus appartient à la famille des tiques dures (ou Ixodidae), sortes de «géants» de l'ordre des Acariens puisque les adultes peuvent atteindre 3 à 6 mm de longueur à jeûn.

Ixodes ricinus présente un corps globuleux, gris clair, contrairement aux principales autres tiques des animaux domestiques européens qui apparaissent plutôt brunâtres [3].

Sa morphologie et sa taille (de 2 à 10mm) varient selon la stase considérée et le degré de réplétion après le repas : à jeûn, le corps d'une femelle par exemple est plat et de forme ovale, long de 3 à 4 mm mais une fois repue la femelle devient presque sphérique avec un diamètre de plus de 10 mm parfois [114].

Trois stases (ou stades selon les auteurs) se succèdent chez *Ixodes ricinus* : la larve, la nymphe et l'adulte, chez qui existe un dimorphisme sexuel marqué.

Fig.4 : Morphologie des trois stades d'*Ixodes ricinus* (d'après [3])



pattes

Le nom de tique dure se justifie par la présence d'une plaque chitinisée (le scutum) sur sa face dorsale, qui recouvre tout le corps chez le mâle et se réduit à un écusson chez les femelles [31].

Dans sa partie antérieure, le corps présente un rostre qui, chez *Ixodes ricinus*, est nettement plus long que large (on dit que *Ixodes ricinus* est une tique longirostre) : il est formé comme chez toutes les tiques d'un hypostome, de deux chélicères et de deux pédipalpes.

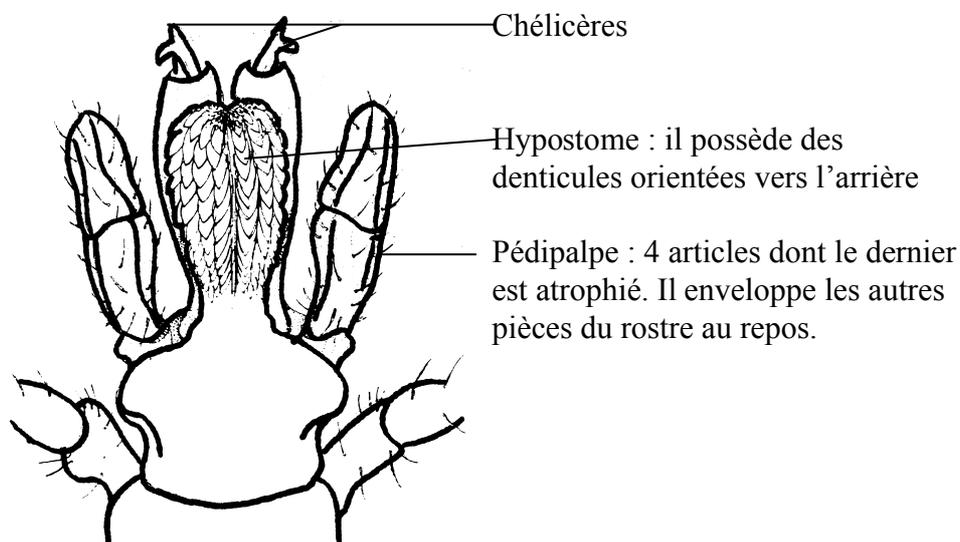


Fig.5 : Détails du rostre d'*Ixodes ricinus* (d'après [3])

(voir aussi page suivante)

Les pattes, composées de 6 articles, sont au nombre de 4 paires, sauf chez la larve qui n'en possède que 3 paires. L'article distal porte deux griffes et une pulville intervenant dans la fixation de l'acarien (voir page 36).

La face ventrale porte des organes sensoriels ; *Ixodes ricinus* ne présente pas d'yeux.

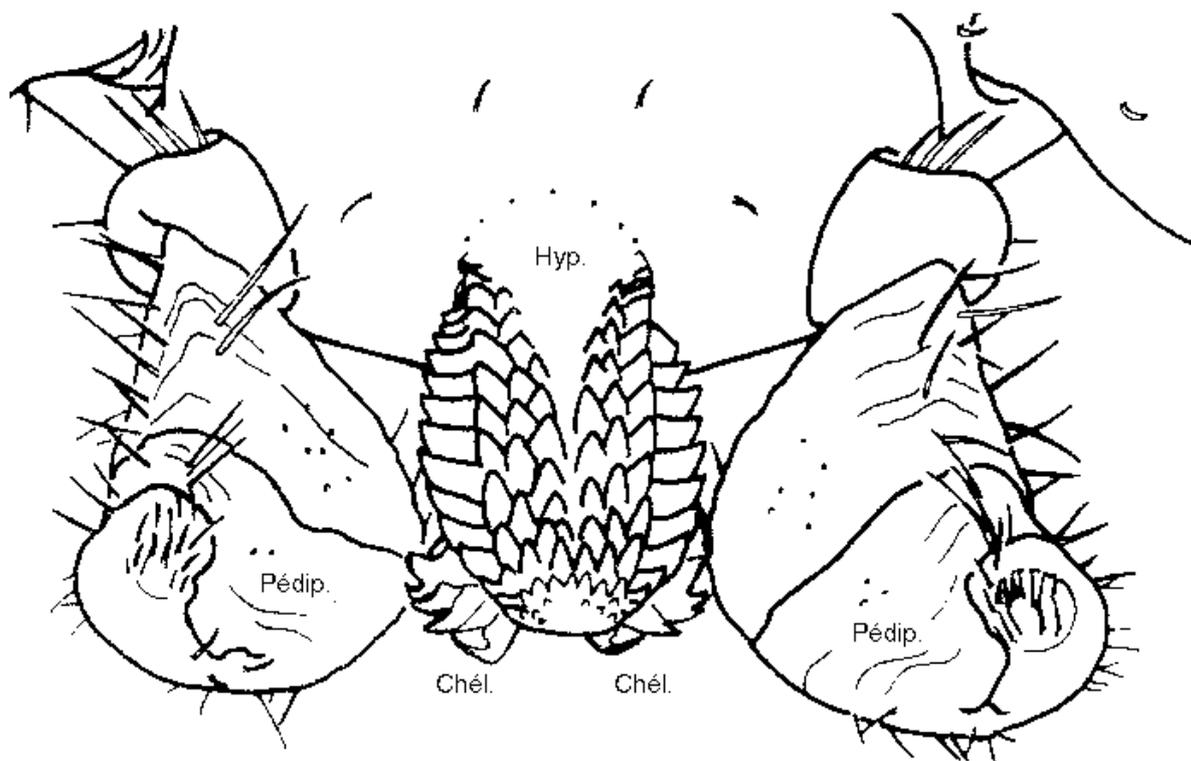


Fig.6 : Dessin de la face ventrale du rostre d'*Ixodes ricinus* (d'après [114])

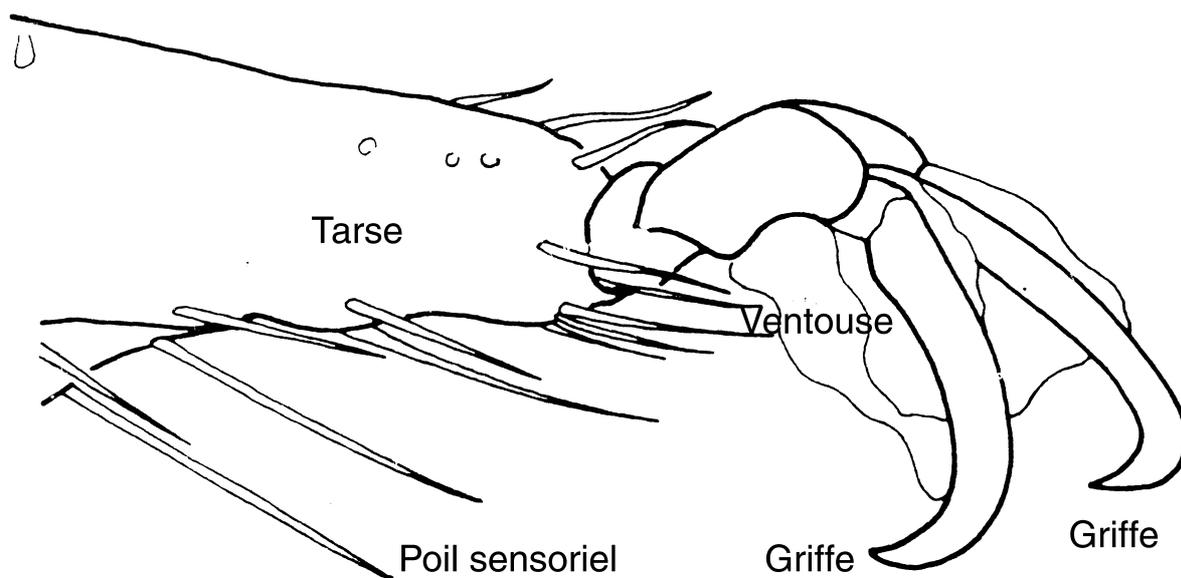


Fig.7 : Dessin de l'article distal d'une patte d'*Ixodes ricinus* (d'après [114])

II.1.2. Anatomie interne

Trois organes sont particulièrement développés chez les tiques et jouent un rôle important dans la transmission des maladies [31] :

- *les glandes salivaires* : formées d'acini organisés en grappes, elles peuvent héberger de nombreux agents infectieux.
- *le tube digestif* : il s'ouvre au-dessus de l'hypostome et comprend l'estomac et de nombreux caecums diverticulés, l'ensemble permettant le stockage d'une grande quantité de sang. Il se termine par une ampoule rectale et un anus.
- *l'appareil génital de la femelle* : l'ovaire est énorme et en fer à cheval, présentant à chacune de ses extrémités un oviducte ; ces derniers débouchent dans l'utérus, dans lequel s'abouche la spermathèque. Les oeufs formés sortent par le gonopore.

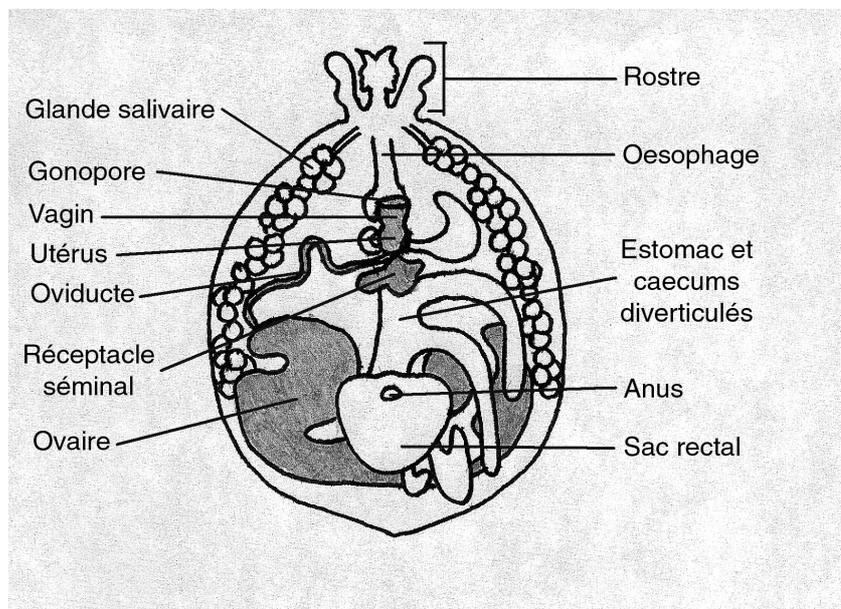


Fig.8 : Dessin de l'anatomie interne d'*Ixodes ricinus*

II.1.3. Détails anatomiques microscopiques et diagnose du genre et de l'espèce

La famille des Ixodidae comprend 13 genres dont celui d'Ixodes, rassemblant lui-même 250 espèces !

Le nombre important d'espèces répertoriées laisse donc supposer que la systématique reste délicate à utiliser et s'appuie sur des points précis de l'anatomie des acariens.

La diagnose du genre n'est pas trop délicate et peut se réduire à l'examen de la face ventrale de la tique :

- la position très postérieure de l'anus (en arrière des hanches IV), qui est contourné par l'avant par un sillon anal semi-circulaire (= caractère de prostriata) caractérise la famille des Ixodidae [31].
- la forme du rostre (plus long que large) caractérise le genre Ixodes. Il est lancéolé et arrondi à l'apex.
- on n'observe pas de plaques ventrales chez la femelle, ni de festons. Les tiques du genre Ixodes ne comportent pas d'yeux.

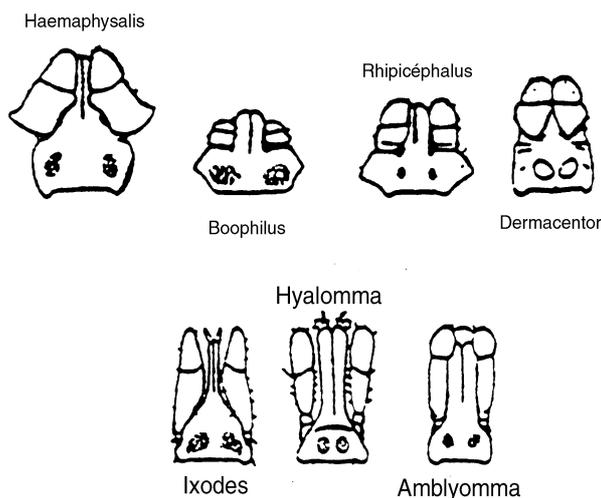


Fig.9 : Dessin des rostres de diverses espèces de tiques (d'après [31])

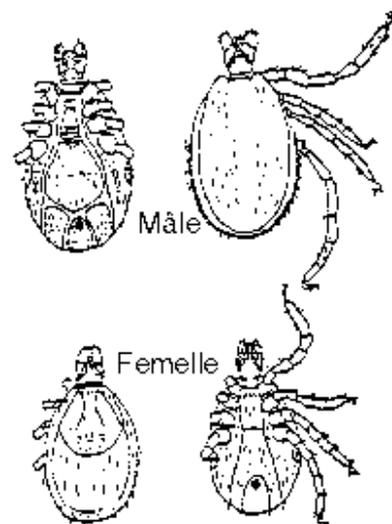


Fig.10 : Dessin des faces ventrale et dorsale du mâle et de la femelle d'Ixodes ricinus (d'après [31])

**Tabl.5 : Critères morphologiques aidant
à la diagnose du genre (d'après [31])**

<u>PROSTRIATA</u>		
Longirostres		Genre IXODES
Pas d'email sur la chitine		
Pas de plaques ventrales chez la femelle, pas de festons		
Pas d'yeux		
Epine de la première hanche simple ou nulle		
<u>METASTRIATA</u>		
1) <i>LONGIROSTRES</i> : longueur des palpes triple ou quadruple de la largeur présence de festons et d'yeux		
a) Scutum non orné		
Mâle avec écussons ventraux		Genre HYALOMMA
Epine de la hanche I double, longue		
b) Scutum orné		
Mâle sans écussons ventraux		Genre AMBLYOMMA
Epine de la hanche I double, courte		
2) <i>BREVIROSTRES</i> : longueur des palpes inférieure au double de la largeur		
a) Capitulum rectangulaire ou en trapèze		
Présence de festons postérieurs		
Mâles sans écussons ventraux		
Pas d'yeux		Genre HAEMAPHYSALIS
Mâles à hanches IV normales		
Epine de la hanche I simple		
Pas d'email		
Des yeux		Genre DERMACENTOR
Mâles à hanches IV énormes		
Epine de la hanche I double, longue		
b) Capitulum hexagonal		
Yeux, écussons ventraux chez le mâle, pas d'email		
Des festons- un sillon anal		Genre RHIPICEPHALUS
Pas de festons- pas de sillon anal		Genre BOOPHILUS

La diagnose de l'espèce se révèle par contre beaucoup plus ardue : elle prend en compte de nombreux critères et peut s'effectuer avec l'aide de clefs rédigées par différents auteurs qui se sont efforcés de décrire l'ensemble des espèces connues [3][105][107]. Les caractéristiques d'*Ixodes ricinus* les plus faciles à retenir sont les suivantes :

- la hanche I possède sur son bord postéro-médial une forte épine dirigée vers l'arrière qui recouvre une partie de la hanche II [3].
- les tarsi diminuent graduellement de diamètre de la hanche jusqu'au dernier article [3][107].
- les soies alloscutales sont en moyenne trois fois plus longues que les soies scutales [79].
- l'écusson dorsal est plus large que long
- les cornes basi-ventrales du capitulum sont rectangulaires et à pointe mousse. Le basis capituli est triangulaire.

Il en résulte la clef simplifiée suivante proposée par GM. URQUHART, J. ARMOUR, JL. DUNCAN, AM. DUNN et FW. JENNINGS, permettant de différencier les principales tiques adultes des animaux domestiques d'Europe de l'ouest (voir page suivante).

Des données plus précises fournies dans les clefs établies par SENEVET ou MOREL et PEREZ permettent d'affiner les descriptions ; chaque stase est étudiée séparément, et de nombreux critères sont pris en compte :

- forme des articles des palpes
- dénombrement, description des épines et crêtes sur les hanches
- forme et taille de l'écusson dorsal
- disposition des dents sur l'hypostome
- dénombrement et localisation des soies (= chétotaxie)
- mensurations, divers rapports de mesure...

Ainsi, on peut regrouper dans un tableau les caractéristiques de chaque stase d'*Ixodes ricinus* en s'inspirant des clefs de détermination de SENEVET [105][106][107], PEREZ et MOREL [79][78] : voir pages 56 à 59.

**Tabl.6 : Clef simplifiée des principales tiques adultes
des animaux domestiques d'Europe de l'ouest (d'après [3])**

(1) Tégument avec scutum Capitulum visible dorsalement <i>ou</i> Pas de scutum Capitulum ventral	IXODIDAE 2 ARGASIDAE
(2) Pas d'ornement <i>ou</i> Ornements et yeux, palpes courts et base du capitulum rectangulaire	3 DERMACENTOR <i>réticulatus</i>
(3) Sillon anal postérieur à l'anus Présence de festons <i>ou</i> Sillon anal antérieur à l'anus Festons absents	HAEMAPHYSALIS <i>punctata</i> IXODES 4
(4) Hanche I avec épine postérieure interne <i>ou</i> Hanche I sans épine postérieure interne distincte	5 IXODES <i>canisuga</i>
(5) Tarse diminuant de diamètre régulièrement depuis sa base jusqu'à son extrémité. Épine couvrant en partie la hanche II. Scutum arrondi dans sa partie postérieure <i>ou</i> Tarse non régulier. Épine ne couvrant pas la hanche II. Scutum sub-hexagonal. Sillon anal à bords parallèles	IXODES <i>ricinus</i> IXODES <i>hexagonus</i>

Tabl.7 : Caractères propres à chaque stade biologique d'*Ixodes ricinus*

		<i>LARVES</i>	<i>NYMPHES</i>	<i>FEMELLES</i>	<i>MALES</i>
<u>ROSTRE</u>	Hypostome	- 7 rangs de 2 files de denticules - 3-4 rangs apicaux de 3 files de dents - 2 paires de soies posthypostomales	- 6 rangs de 3 files - 7-8 rangs apicaux de 3 files de dents - 2 paires de soies posthypostomales	- 6 rangs de 3 files de dents	- 6 rangs de denticules
	Palpes	- indice de 3 à 5 - <i>art.I sans prolongmt interne ou externe</i> - forme cylindrique - 12 soies sur les articles II et III	Indice entre 3 et 5	Indice < 4	- 3 ^{ème} article arrondi à l'apex
	Capitulum	- <i>auricules</i> bien développées		Auricules marquées, soulignées par un rétrécissement du rostre	

	<i>LARVES</i>	<i>NYMPHES</i>	<i>FEMELLES</i>	<i>MALES</i>
<u>HANCHES</u>	<ul style="list-style-type: none"> - <i>coxa I</i> avec une épine interne et une épine externe plus courte - <i>coxa II</i> avec un léger éperon externe - <i>coxa III</i> : épine postéro externe ne dépassant pas le bord de la <i>coxa</i>. 	<ul style="list-style-type: none"> - une <i>épine interne et une épine externe</i> + courte à la <i>coxa I</i> - <i>coxa II, III, IV</i> avec une épine postéro-externe nette - plaque allongée avec une soie vers les <i>coxa I</i> 	<ul style="list-style-type: none"> Eperons externes courts, surtt sur <i>coxa I</i> 	<ul style="list-style-type: none"> - pas d'éperon ext. aux <i>coxa II à IV</i> -épines sur bord post - 1 éperon interne à <i>coxa I et II</i>(long et pointu)

<i>LARVES</i>	<i>NYMPHES</i>	<i>ADULTES</i>
---------------	----------------	----------------

<p><u>TARSES</u></p>	<p>-Longueur comprise entre 180 et 230 μm - pas d'éperon au trochanter I</p> <p style="text-align: center;"><i>LARVES</i></p>	<p style="text-align: center;"><i>NYMPHES</i></p>	<p>Diamètre diminuant graduellement jusqu'à l'extrémité du dernier article</p> <p style="text-align: center;"><i>ADULTES</i></p>
<p><u>FACE DORSALE</u></p>	<p>- scutum hexagonal à angles arrondis</p> <p>CHETOTAXIE :</p> <ul style="list-style-type: none"> - 5 paires de soies scutales (36μm) - 7 paires de soies marginodorsales (75 μm) - 4 paires de soies centro-dorsales (40 μm) - 1 paire de soies dorsales supplémentaires (50 μm) 	<p>- scutum rhomboédrique</p> <p>CHETOTAXIE :</p> <ul style="list-style-type: none"> - soies scutales de 40-50 μm - soies marginodorsales postérieures de 65 μm - soies marginolatérales de 130 μm 	

<p><u>FACE</u> <u>VENTRALE</u></p>	<p>CHETOTAXIE : - 3 paires de soies sternales de 47 à 58 μm - 2 paires de soies préanales de 30 à 38 μm - 1 paire de soies anales</p>	<p>CHETOTAXIE : - 3 paires de soies sur le clapet anal - soies sternales de 65 μm - soies marginolatérales (<100 μm)</p>	
--	--	--	--

	<i>LARVES</i>	<i>NYMPHES</i>	<i>ADULTES</i>
<u>FACE</u> <u>VENTRALE</u> <u>(suite)</u>	- 4 paires de soies margino-ventrales de 43 à 50 μm - 4 paires de soies ventrales supplémentaires de 32 à 38 μm	Stigmate arrondi sous la hanche IV avec plus de 40 gobelets périphériques.	

Remarque :

L'indice représente le rapport de la longueur des articles II + III des palpes sur la largeur des articles des palpes.

Les pages suivantes sont consacrées aux illustrations des données des tableaux précédents, en particulier de celles indiquées en italique.



Fig.11 : *Article I du palpe de la larve d'Ixodes ricinus ne portant pas d'éperon [106]*

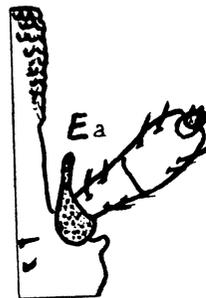


Fig.12 : *Exemple d'un article I de palpe d'une autre larve portant un éperon [106]*

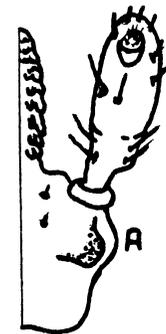


Fig.13 : *Capitulum larvaire présentant un auricule bien développé [106]*

Fig.14 : Morphologie de la larve d'Ixodes ricinus (d'après [78])

<i>A. Face ventrale</i>	<i>C. Hypostome</i>	<i>E,F,G : Tarses I,</i>
<i>B. Face dorsale</i>	<i>D. Coxae</i>	<i>II et III</i>

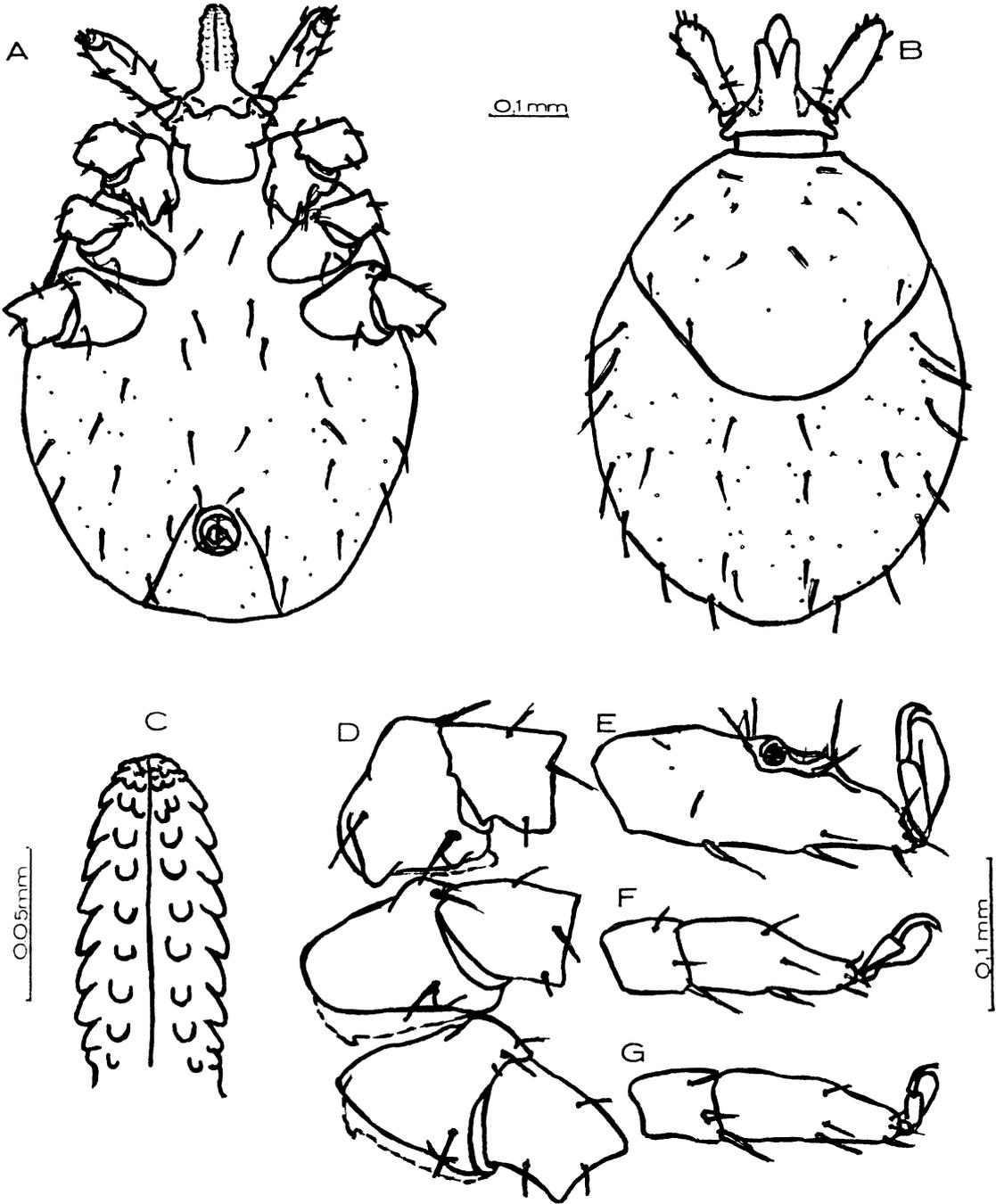
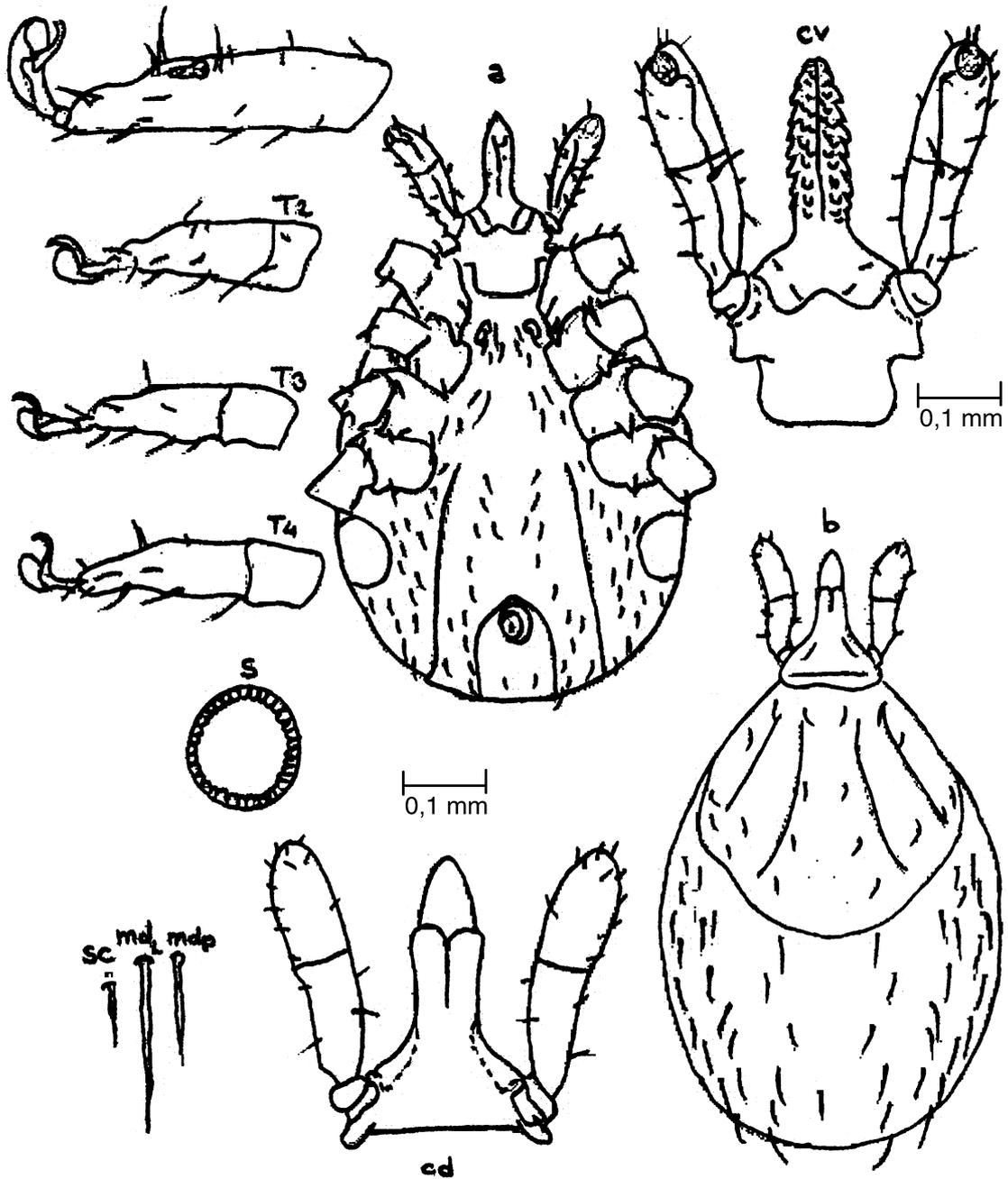


Fig.15 : Morphologie de la nymphe d'*Ixodes ricinus* (d'après [79])

- | | |
|-------------------------------|------------------------------------|
| a) Face ventrale | S) Stigmate |
| b) Face dorsale | sc) Soie scutale |
| cv) Capitulum ventral | mdp) s. marginodorsale postérieure |
| cd) Capitulum dorsal | mdl) s. marginodorsale latérale |
| T1, 2,3,4) Tarses I,II,III,IV | |



II.2. La distribution spatiale d'*Ixodes ricinus* en Europe

II.2.1. Pays et régions concernés

Ixodes ricinus est une espèce largement présente en Europe et les différents pays où elle a pu être mise en évidence sont cités dans la première partie au paragraphe I.1.1.1.

En France, des études ont révélé son existence à peu près sur tout le territoire mais plus particulièrement dans l'ouest [71][57], le sud-est et la vallée du Rhône, l'Alsace [22][4], le centre [52].

Elle est rencontrée en plus petit nombre dans les Alpes et semble par contre absente des régions méditerranéennes où la végétation s'organise en garrigues et maquis [90].

II.2.2. Les biotopes investis par *Ixodes ricinus*

Ixodes ricinus est un parasite obligatoire qui à chaque stase doit effectuer son repas sur son hôte.

En dehors de cette brève vie parasitaire, le cycle se déroule dans la nature et *Ixodes ricinus* devient à ce moment-là très dépendante du microclimat environnant : c'est pourquoi elle investit certains types de biotopes naturels, différents selon les stases considérées, toutes n'ayant pas les mêmes exigences physico-chimiques.

Après avoir énoncé ces dernières, nous nous appliquerons à décrire le type de végétation que chacune affectionne, ainsi que la répartition verticale et horizontale au sein de cette végétation.

II.2.2.1. Température et humidité, deux facteurs-clés dans le développement d'*Ixodes ricinus*

* ***La température*** semble avoir une influence considérable sur le développement d'*Ixodes ricinus* : elle est le facteur dynamique essentiel d'organogénèse et d'activité [14].

Certains auteurs le montrent sur le terrain : une population d'*Ixodes ricinus* a été étudiée durant deux années consécutives et les résultats font état d'une plus faible activité des tiques (les auteurs se sont refusés à parler de baisse de population par allusion aux limites de la méthode de récolte utilisée) l'année où les températures moyennes mensuelles étaient plus basses et les jours de gel plus nombreux [75].

De la même façon, deux populations de tiques n'ont pas le même taux de croissance dans deux biotopes de nature semblable mais placés à des altitudes différentes [76].

D'autres ont expérimenté en laboratoire et ont prouvé que la longueur des différentes phases du cycle d'*Ixodes ricinus* variait selon la température à laquelle elle était soumise : POMERANTCEV décrit un cycle court de 155 jours à 15-20°C et un cycle long de 3159 jours à température moyenne plus basse [90]. Partant de ces observations, des auteurs ont construit des modèles mathématiques reliant la température ambiante et le développement d'*Ixodes ricinus* : ces expressions ont permis, pour chaque stase, de prévoir à l'avance leur activité au cours d'une année, et les calculs se sont révélés assez proches de la réalité [32][33].

Mais si la rapidité de développement d'*Ixodes ricinus* dépend de la température environnementale, elle n'en est pas moins capable de supporter des amplitudes considérables : 32°C est la température maximale compatible avec sa vie [90], au-delà la transpiration est trop importante à travers la cuticule. Sa résistance au froid est beaucoup plus impressionnante : des individus à jeûn peuvent résister plus de 4 jours à -8°C et même terminer leur mue selon PEREZ et RODHAIN [90]. Dans la nature, *Ixodes ricinus* peut survivre dans certaines régions plus de 80 jours à -10°C, cependant le bon déroulement du cycle ne se fait que lorsque la température dépasse 10°C (DANIEL, 1993)[29] : en-dessous, le cycle est stoppé et *Ixodes ricinus* entre en hibernation ; s'enfouissant dans le sol, elle peut

ainsi supporter des périodes de gel assez longues [74]. Pour Mc LEOD, la tique ne se met à la recherche d'un hôte que si la température excède un seuil de 7°C [33].

C'est la température du milieu qui, dépassant un certain seuil, autorise la sortie d'*Ixodes ricinus* de son hibernation plus ou moins tardivement dans l'année selon les conditions météorologiques [3][4].

La température influence grandement la dynamique saisonnière des populations d'*Ixodes ricinus* ; il semble pourtant qu'un autre paramètre, plus encore que le premier, joue le rôle de facteur limitant pour cette espèce : l'hygrométrie.

*** *Ixodes ricinus* et l'hygrométrie de son milieu**

Ixodes ricinus doit lutter en permanence contre la dessiccation ; un de ses moyens de défense contre cette dernière est sa cuticule, recouverte d'une cire imperméable à l'eau : les pertes d'eau sont donc normalement limitées à quelques pores de faible diamètre dans le tégument en période d'inactivité [3].

Mais quand *Ixodes ricinus* devient active, les pertes hydriques s'accroissent à cause de l'ouverture des stigmates ; de l'eau est aussi perdue pendant le repas de sang par sécrétion de salive [3].

Ses besoins en eau pendant l'organogénèse mais aussi pendant les périodes d'activité précédant le repas poussent *Ixodes ricinus*, pour conserver son équilibre, à rechercher un milieu de vie dont l'humidité relative est très forte : l'hygrométrie détermine la survie d'*Ixodes ricinus* dans un milieu, plus encore que la température qui ne fait qu'influencer la vitesse de développement.

Tabl.8 : *Taux de mues larvaires dans différentes conditions d'hygrométrie à des températures comprises entre 22 et 32°C (d'après [90])*

	Taux de mortalité
à saturation en humidité	0 %
à 95% d'humidité	10 -20 %
à 90% d'humidité	15-30 %

Il faut une humidité relative d'au moins 90% pour assurer la survie d'*Ixodes ricinus* [3][45], en particulier pour les stases immatures qui supportent moins bien la sécheresse ; les adultes, plus sclérifiés, résistent mieux [29].

L'hygrométrie est donc un facteur climatique important à considérer, mais l'influence de ses variations sur le développement d'*Ixodes ricinus* reste difficile à étudier en zones tempérées sur le terrain. Une étude menée sur le parasitisme du renard par *Ixodes ricinus* dans le nord-est de la France n'a montré aucune relation entre la pluviosité et la présence d'*Ixodes ricinus* sur les renards, prouvant par là-même que dans nos contrées la pluviosité n'est pas suffisamment intense pour influencer l'hygrométrie au niveau des gîtes du parasite [4].

Température et humidité influencent aussi les fonctions de reproduction d'*Ixodes ricinus* : il a été démontré que le poids corporel minimal permettant la ponte de la femelle dépend de ces deux paramètres [93].

Température et humidité sont donc deux facteurs-clés dans le développement d'*Ixodes ricinus* ; ils interviennent de façon variable selon les régions : c'est la température qui importe beaucoup en climat tempéré, expliquant les baisses d'activité des tiques en été, les sorties

d'hivernation plus ou moins précoces au printemps. En climat tropical, l'intensité de la pluviométrie en fait le facteur majeur d'influence sur le cycle d'*Ixodes ricinus*.

II.2.2.2. Les types de végétation servant de gîte à *Ixodes ricinus*

Comme on l'a vu précédemment, *Ixodes ricinus* a des exigences quant au micro-climat de son habitat : or c'est la végétation et ses produits de décomposition qui assurent la régulation thermique et hygrométrique à la surface du sol. *Ixodes ricinus* est donc liée à des formations végétales précises offrant l'humidité requise pour son développement [90].

En France, cette tique se réfugie le plus souvent dans les forêts de chênes, de hêtres, de châtaigniers, de charmes, d'aulnes, de noisetiers...[90] ou en lisière de bois [15]. Ces végétaux deviennent même indicateurs de la présence d'*Ixodes ricinus* dans le Jura [67] et l'auteur les a classé selon la probabilité de chacun de l'héberger : par ordre décroissant, on a le charme puis le tilleul, le frêne, l'aspérule, la pervenche, le houx, l'érable, l'hellebore, le raiponce, l'ortie, le lierre, la sauge, l'alliaire, l'arum...[67]

Elle recherche les biotopes abrités, forêts, haies ou buissons [74], zones à fougères [90], landes (genêts, bruyère). Généralement, on la trouve en-dessous de 1000m : elle devient plus rare à 1200m et disparaît complètement après 1500m d'altitude [91].

Certains milieux plus ouverts lui conviennent également : ce sont les prairies en bordure de bois, notamment dans les régions subissant l'influence du climat océanique [90].

Dans le Brionnais, les prés adjacents sur l'un de leurs bords à des bois sont réputés être des réservoirs d'*Ixodes ricinus* porteuses de *Babesia divergens* [29].

Les biotopes très ouverts peuvent faire son affaire si la végétation est très riche et les hôtes abondants, comme c'est le cas en Grande Bretagne où *Ixodes ricinus* se fixe sur les moutons en pâture, ce qui lui vaut le surnom de « sheep tick » [15].

Dans l'ouest de la France, on distingue trois niveaux d'infestation par *Ixodes ricinus* selon la nature de la parcelle [71] :

96 %	parcelles proches de bois de feuillus ou de conifères
39 %	parcelles bordées de haies, prairies naturelles
13 %	prairies artificielles éloignées de tout bois

Ixodes ricinus, pour hiberner, se réfugie quelques centimètres sous terre ou dans les mousses afin d'attendre le retour du printemps [74].

II.2.2.3. Les types d'hôtes recherchés par *Ixodes ricinus*

Le choix de l'hôte à chaque stase, les modalités de recherche de celui-ci, le lieu de fixation d'*Ixodes ricinus* sur son hôte seront évoqués en détail dans la partie II.5 consacrée à son alimentation.

II.2.2.4. La distribution horizontale et verticale d'*Ixodes ricinus* dans son milieu naturel

* De manière générale, *Ixodes ricinus* présente une **distribution horizontale** discontinue dite « en mosaïque » au sein des formations végétales précédemment décrites, ne pouvant survivre que dans un micro-habitat lui assurant une hygrométrie très élevée [91]. Sa répartition dans la végétation n'est de plus pas la même selon la stase considérée, chacune ayant un comportement et des exigences en matière de température et d'humidité différents.

Commençons notre étude par le cas des larves : après l'éclosion des oeufs dans les couches basses de la végétation, les larves restent en nid, concentrées dans les environs immédiats du lieu de ponte. Elles se déplacent très peu dans le sens horizontal : dans un environnement favorable, leur distribution sera donc discontinue, en îlots [74].

La distribution des nymphes et des adultes est plus uniforme et résulte du comportement du stade précédent. Les larves et nymphes gorgées se laissent en effet tomber de leur hôte pendant ses déplacements et donc sont réparties sur tout le territoire de l'hôte de manière plus régulière. De plus, les nymphes et les adultes obtenues après la mue sont capables de se déplacer ou de monter à l'affût dans la végétation, ce qui contribue encore à leur dissémination.

* On possède moins d'informations au sujet de la **distribution verticale** d'*Ixodes ricinus* dans son biotope : cependant quelques observations par divers auteurs montrent que chaque stase évolue différemment dans le sens vertical, ces différences semblant être fondées sur leurs besoins inégaux en humidité.

La hauteur des positions d'affût varie de 0 à 70 cm du sol, rarement au delà [90]. Pour *Ixodes persulcatus*, espèce voisine d'*Ixodes ricinus*, les adultes s'activent à des hauteurs comprises entre 20 et 60 cm, les nymphes 7 à 17 cm et les larves en dessous de 15 cm, plus avides d'humidité [90][15].

De manière générale les tiques se postent dans des endroits ombragés, préfèrent les herbes hautes et dures à celles qui sont courtes et flexibles et occupent souvent le côté de la tige qui les protège du vent et du soleil [90].

L'hiver, lorsque les températures ne permettent pas le déroulement normal de son cycle, *Ixodes ricinus* s'enfouit dans le sol pour hiberner : cette espèce supporte assez facilement un séjour dans un sol gelé. On la retrouve essentiellement dans les deux premiers centimètres de terre [15], mais MERMOD, AESCHLIMANN et GRAF [74] ont mis en évidence des individus des trois stases dans les mousses, ainsi qu'une nymphe enfouie entre 17 et 22 cm de profondeur.

En résumé, *Ixodes ricinus* est une espèce largement répandue en Europe, mais sa distribution n'est pas uniforme : elle reflète les exigences thermique et hygrométrique conditionnant sa survie.

Ixodes ricinus trouve sa place dans certains types de végétation plutôt denses et occupe son espace aussi bien dans le sens horizontal qu'en hauteur.

II.3. Le cycle évolutif d'*Ixodes ricinus*

II.3.1. Présentation du cycle

Le cycle d'*Ixodes ricinus* se réalise lorsque les conditions requises sont réunies : température adéquate, biotope adapté et abondance des hôtes recherchés par chacune des stases.

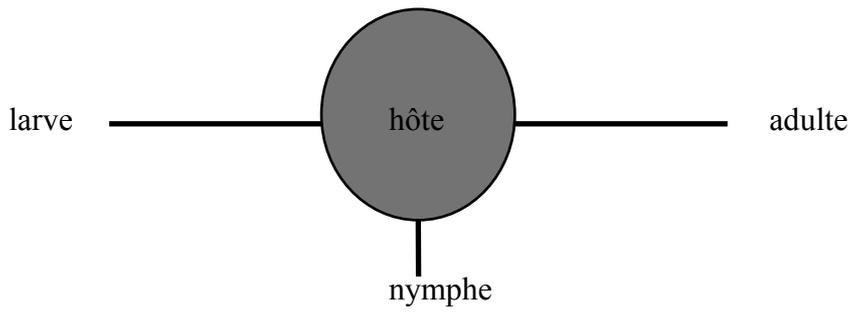
Le cycle présente les caractéristiques suivantes [14][15] ; il est :

- ***triphase*** : la recherche de l'hôte intervient par trois fois au cours de la vie du parasite.

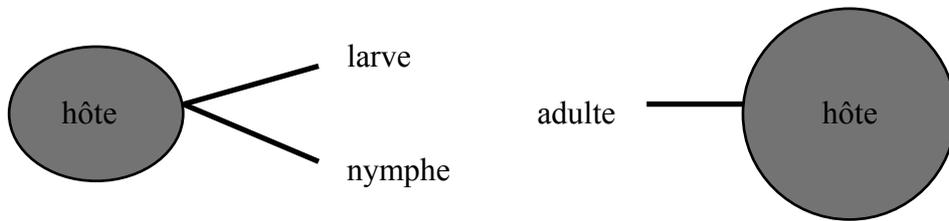
- de type ***pholéo-exophile*** :

- les larves sont pholéophiles, c'est à dire vivent dans des habitats très spécialisés en raison du micro-climat adapté qui y règne et se déplacent peu.
- les nymphes et les adultes sont plutôt exophiles : elles n'ont pas d'habitat spécialisé et sont à l'affût sur la végétation.

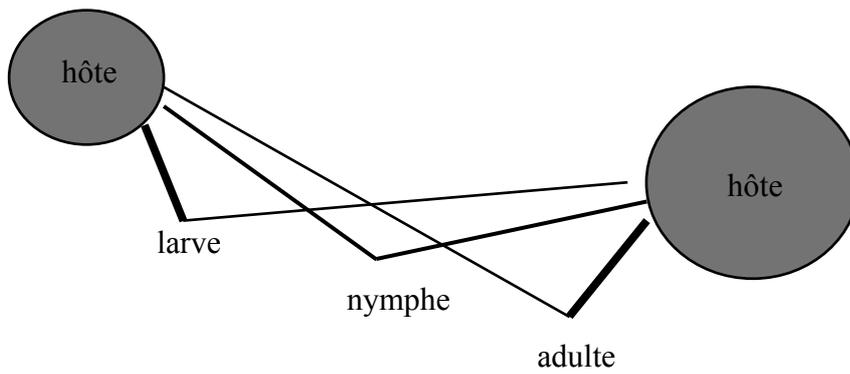
- ***télotrope*** : cela signifie que les hôtes choisis par les différents stades d'*Ixodes ricinus* appartiennent à des espèces différentes.



Tiques monotropes



Tiques ditropes



Tiques télotropes

Fig.16 : Schéma explicatif : les différents tropismes chez les tiques
(d'après [14])

Chaque phase parasitaire est séparée de la suivante par une phase libre à terre : la tique prend son repas sur l'hôte puis se détache, se laisse tomber à terre et effectue sa mue au sol.

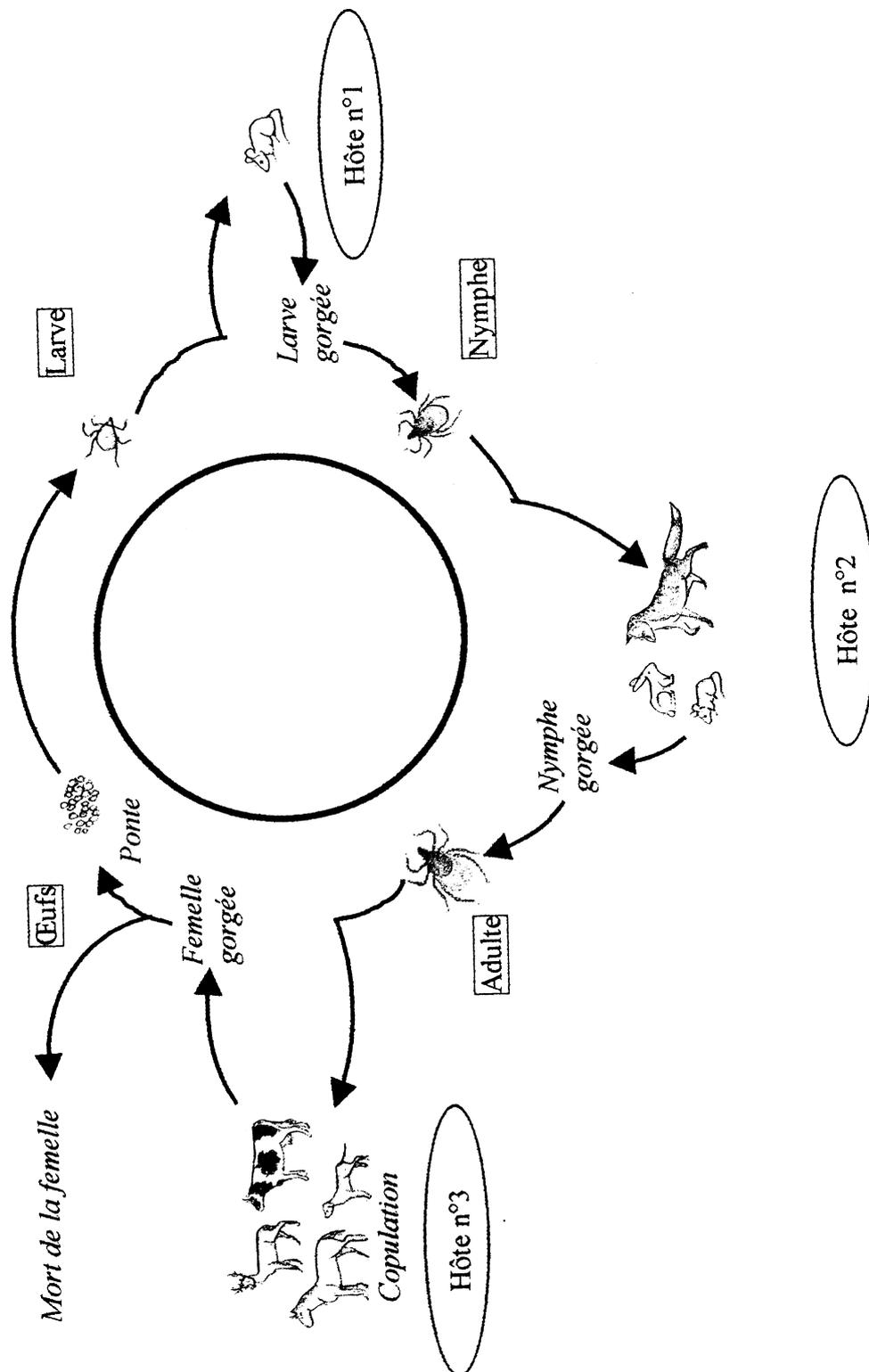


Fig.17 : Cycle biologique d'*Ixodes ricinus*

II.3.2. De la larve à l'adulte

II.3.2.1. La larve

Les oeufs déposés par la femelle gorgée dans la végétation éclosent et libèrent des larves qui ne sont pas très mobiles : pendant au moins deux semaines, elles vont rester « au nid » en attendant que leur tégument durcisse et que les déchets de l'incubation soient éliminés [90].

La quête de l'hôte pour se nourrir commence une fois ces processus terminés, cependant la larve peut jeûner jusqu'à 300 jours dans des conditions défavorables [57]. POMERANTCEV a pu observer à basse température une phase de prénutrition larvaire de 570 jours !

Souvent, les déplacements des larves ne sont pas très importants [91] et l'hôte s'infeste en circulant au dessus d'un nid, les larves n'ayant qu'à s'accrocher à son passage [74]. Certains auteurs pensent qu'elles sont tout de même capables de se placer à l'affût à quelques centimètres du sol [15].

Le repas sur l'hôte (à 90% un rongeur ou un insectivore) dure 3 à 7 jours [90], et la larve gorgée se laisse tomber au sol une fois ce dernier achevé. Il s'écoule alors une période d'à peu près un mois et demi (4 à 8 semaines pour PEREZ et RODHAIN [90]) avant que la mue soit achevée et donne une nymphe de volume égal à celui de la larve gorgée [57].

II.3.2.2. La nymphe

Le comportement de la nymphe reste très semblable à celui de la larve : elle se déplace peu, mais est cependant capable de se mettre à l'affût sur la végétation à quelques centimètres du sol pour attendre son hôte [74]. La recherche de ce dernier commence 2 à 3 semaines après la fin de la mue [90].

Le repas nymphal dure 3 à 6 jours, après quoi la nymphe gorgée se laisse tomber au sol. La mue n'intervient que tardivement après le repas : 2 à 5 mois sont nécessaires [90]. Cette période de latence varie selon l'époque de l'année à laquelle la nymphe se gorge (voir le paragraphe II.3.3 sur la dynamique saisonnière).

II.3.2.3. La femelle adulte

Les adultes n'entrent en activité que quelques semaines après la fin de la mue [90]. La résistance au jeûne des adultes est évaluée à plusieurs mois, avec une mortalité de 50% après 3 mois [15].

Environ 2 à 4 semaines après leur mue [90][108], les femelles adultes d'*Ixodes ricinus* peuvent se mettre en quête d'un hôte : elles se placent à l'affût dans la végétation, en hauteur en général, repèrent leur hôte de diverses manières (voir paragraphe alimentation) et s'accrochent sur lui à son passage.

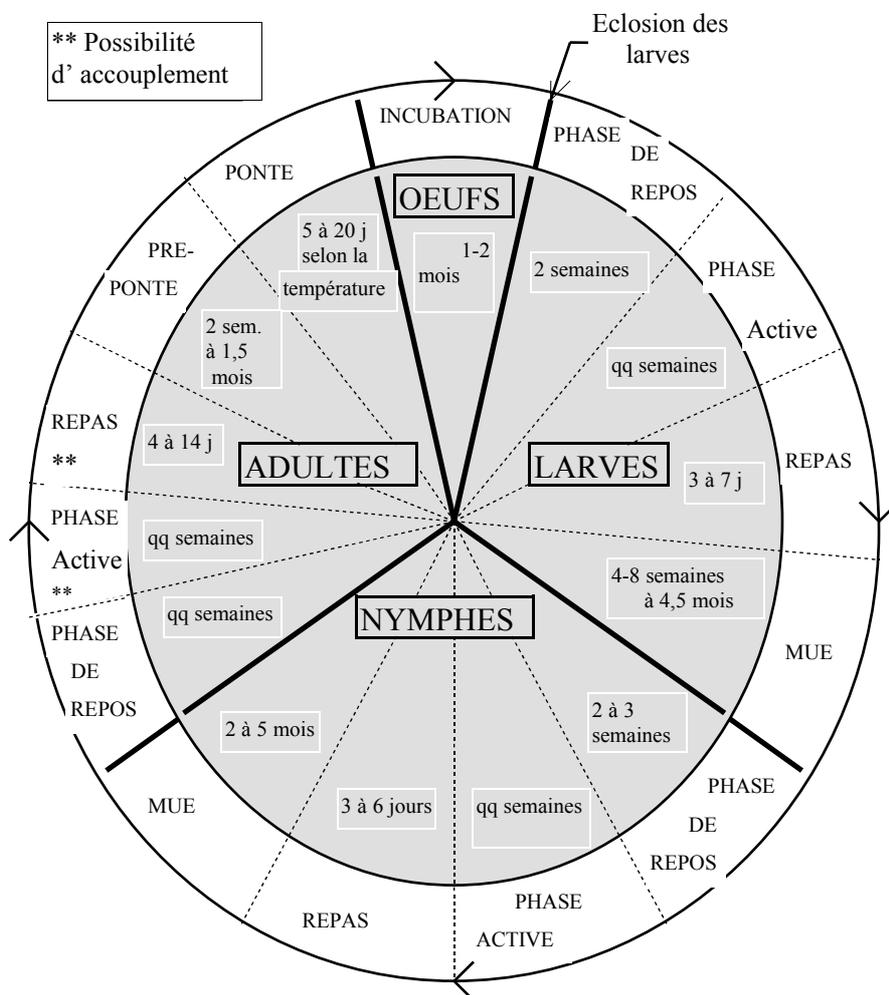
Le repas dure de 4 à 14 jours [38][62] : lorsqu'il débute, la femelle peut être vierge ou déjà fécondée, mais il ne peut s'achever sans que la copulation n'intervienne [38]. Chez *Ixodes ricinus*, cette dernière se déroule pour la majorité des individus dans la nature selon GRAF [38], c'est-à-dire avant le repas sanguin ; l'accouplement permet chez *Ixodes ricinus* la poursuite de la maturation des ovocytes.

La femelle gorgée et fécondée se détache ensuite de son hôte, retombe dans la végétation et se met en quête d'un endroit abrité pour pondre. Il semblerait que les déplacements effectués pendant cette recherche soient assez limités : quelques dizaines de centimètres pour PEREZ et RODHAIN [90] à quelques mètres pour d'autres auteurs [91].

Il peut s'écouler jusqu'à deux mois entre la fin du repas et la ponte, ce laps de temps appelé préonte permettant la digestion, la fin de l'ovogénèse et l'évolution des oeufs [90]. La ponte est longue (5 à 20 jours), unique, abondante (500 à 3000 oeufs) puis la femelle entre en agonie et finit par mourir peu de temps après. Les oeufs restent agglutinés entre eux ou peuvent être dispersés par les pluies ; ils sont brun-rosé et visibles à l'oeil nu (0,5 mm de

diamètre) [14]. Quelques semaines sont nécessaires (voire quelques mois en hiver) pour que les oeufs éclosent et libèrent les nouvelles larves [90][14][57].

Fig.18 : *Cycle biologique d'Ixodes ricinus.*
Durée des différentes phases du cycle.



Remarques concernant le schéma précédent :

1 - Lors de sa période d'activité, la tique alterne en fait jours de recherche active de l'hôte et jours de repos : LEES et MILNE [33] indiquent les chiffres de 2-3 jours d'activité pour 5 jours environ de repos.

Après quelques semaines, l'activité réelle est très nettement diminuée et la tique entre en agonie [29]. Cependant elle conserve ses capacités de gorgement si un hôte se présente, ce qui lui conserve une résistance au jeûne considérable.

2 - La durée totale du cycle varie selon les régions : un an et demi à quatre ans et demi en Angleterre selon Mc LEOD, trois ans environ en Suisse selon AESCHLIMANN ainsi qu'en Alsace selon PEREZ et RODHAIN. GARDINER rapporte des durées de cycle de 2 à 6 ans [34]. Les phases de repos peuvent à chaque stade être allongées par l'entrée en diapause de la tique si les conditions environnementales sont défavorables à la poursuite du cycle.

II.3.2.4. Le mâle

Chez *Ixodes ricinus*, les oeufs donnent naissance à 50% de mâles et 50% de femelles. La parthénogénèse existe mais reste un phénomène mineur qui produit des oeufs dont la viabilité est réduite [58].

Un seul objectif se distingue dans la vie du mâle d'*Ixodes ricinus* : s'accoupler. Pour ce faire, il a deux solutions :

- s'accoupler dans la nature avec une femelle adulte qui ne s'est pas encore gorgée : la recherche de la femelle est guidée par l'émission par cette dernière de phéromones sexuelles très attractives [39].
- s'accoupler sur un hôte pendant le repas sanguin de la femelle ; la recherche de l'hôte se fait de la même manière que chez la femelle adulte.

Certains auteurs prétendent que les mâles recherchent un hôte seulement pour s'accoupler et ne se nourrissent pas (PEREZ et RODHAIN [90]), d'autres affirment qu'il prend occasionnellement un repas vestigial sur son hôte (LEES [58]).

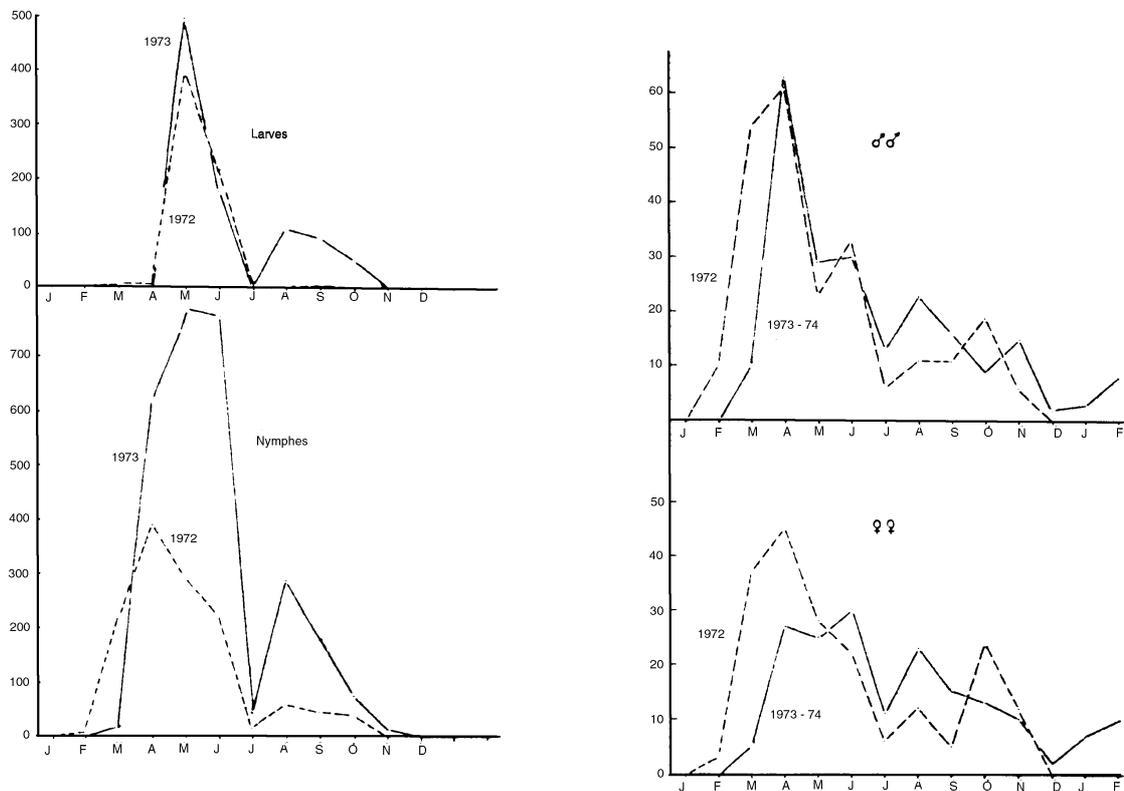
Un mâle s'accouple plusieurs fois avec des femelles différentes.

II.3.3. Dynamique saisonnière

Elle est évaluée par l'étude de la charge parasitaire d'hôtes capturés [91][62] et des récoltes par différentes méthodes de tiques sur la végétation [91] à différentes périodes de l'année.

Dans les pays de climat tempéré, deux pics annuels d'activité [62] semblent se détacher quelle que soit l'altitude [76] ou l'année considérée [75] : au printemps (d'avril à mai) et à l'automne (de fin août à octobre) [91]. La période d'activité la plus importante en nombre d'individus semble être le printemps [91].

Graph.1 : *Echantillonnage mensuel de larves, nymphes et adultes*
d'Ixodes ricinus au cours des années 1972 et 1973
(d'après [75])



*** Longueur des phases du cycle selon la saison**

1) Les oeufs pondus par les femelles gorgées en milieu de printemps éclosent à l'automne [90][32] ; les larves entrent en diapause pour passer l'hiver avant de rechercher un hôte (voir schémas A, B et C ci-après).

Le printemps venu elles se réveillent, se gorgent si un hôte se présente et donnent après leur mue naissance à une nymphe à l'automne (schémas A et B) ; elles peuvent aussi n'émerger qu'à l'automne, se gorger, retomber en diapause pour donner une nymphe à l'automne suivant (schéma C).

Les nymphes entrent ensuite à leur tour en diapause hivernale et ne se gorgent qu'au printemps suivant (schéma A), mais il peut aussi arriver qu'elles attendent l'automne de la même année (schéma B). Les adultes apparaissent ensuite à l'automne.

Tabl.9 : Dynamique saisonnière (d'après [90])

	n	n+1	n+2	n+3	n+4
	A SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON
A	I	I° × L	L° N	N° I	
B	I	I° × L	L° N		N° I
C	I	I° × L		L° N	N° I

I : imago	I° : adulte gorgé
L : larve	L° : larve gorgée
N : nymphe	N° : nymphe gorgée

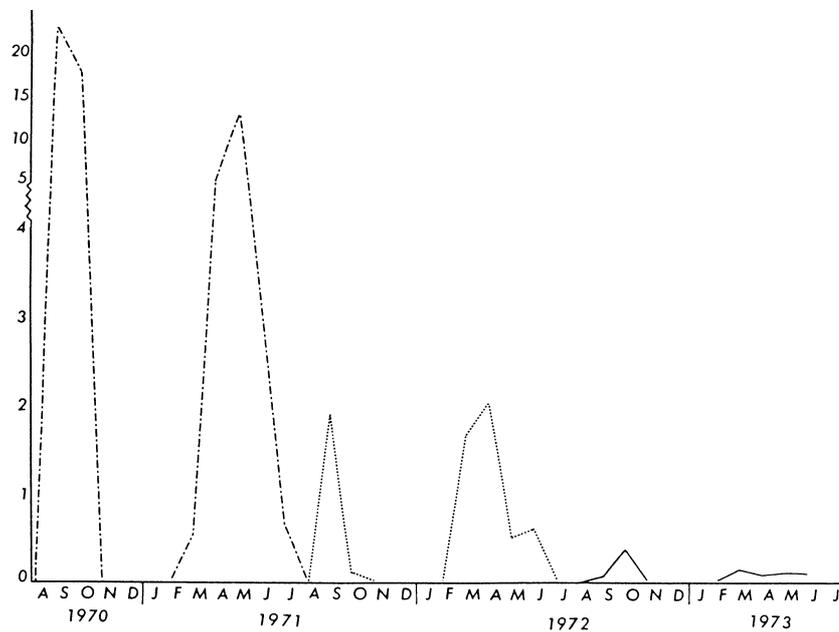
× Ponte Mue

Si les conditions environnementales et climatiques sont très favorables, une larve éclosée en automne peut se gorger le même automne (schéma D) et ainsi donner une nymphe au printemps suivant. Le même comportement peut être attribué à une nymphe d'automne (schéma E) : le cycle en est ainsi raccourci et peut durer deux ans et demi.

n	n+1	n+2	n+3	n+4
A SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON
D I	I° × LL°.....N	N°.....I		
E I	I° × L	L°.....N	N°.....I	

Il semblerait que les exemples de cycles D et E correspondent à ceux qui se déroulent en Ecosse [41]. Expérimentalement, GARDINER a montré en effet qu'une grande partie des larves nées d'adultes gorgées au printemps deviennent actives l'année de leur naissance [33].

Graph.2 : Développement de la progéniture de 8 *Ixodes ricinus* gorgées au printemps 1970 (d'après [33])

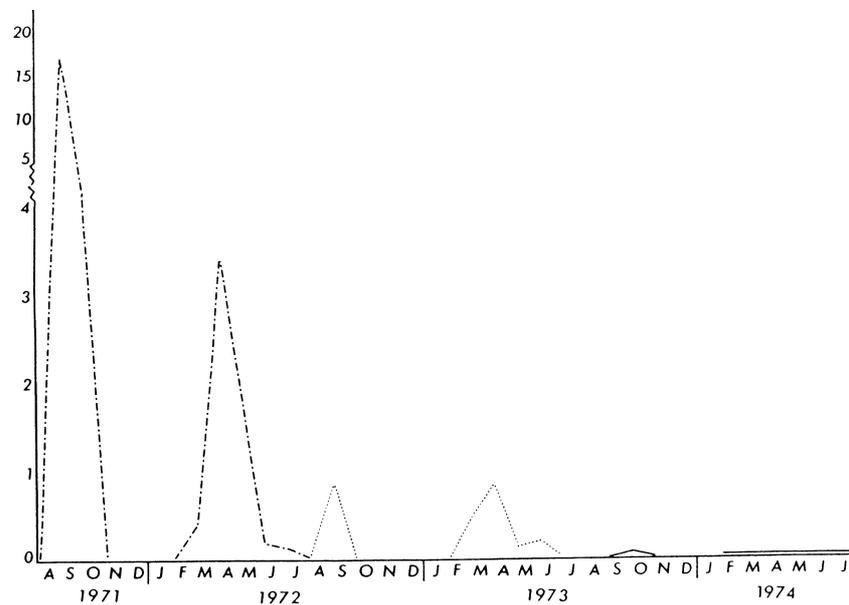


2) Les adultes gorgées au début d'automne (schéma G) ont le temps de pondre avant l'hiver : les oeufs entrent en diapause et n'éclosent qu'à l'automne suivant après s'être développés au printemps [32].

3) Les adultes gorgés en fin d'automne (schéma F) ne pondent par contre qu'au printemps suivant : les oeufs éclosent à l'automne. Les larves issues des oeufs sont actives au printemps suivant.

	n	n+1	n+2	n+3	n+4
	A SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON	MAM JJA SON
F	I	I°	× L	L°...N	N°...I
G	I	I°×	L	L°...N	N°...I

Graph.3 : Développement de la progéniture d'adultes d'*Ixodes ricinus* gorgées à l'automne 1970 (d'après [33])



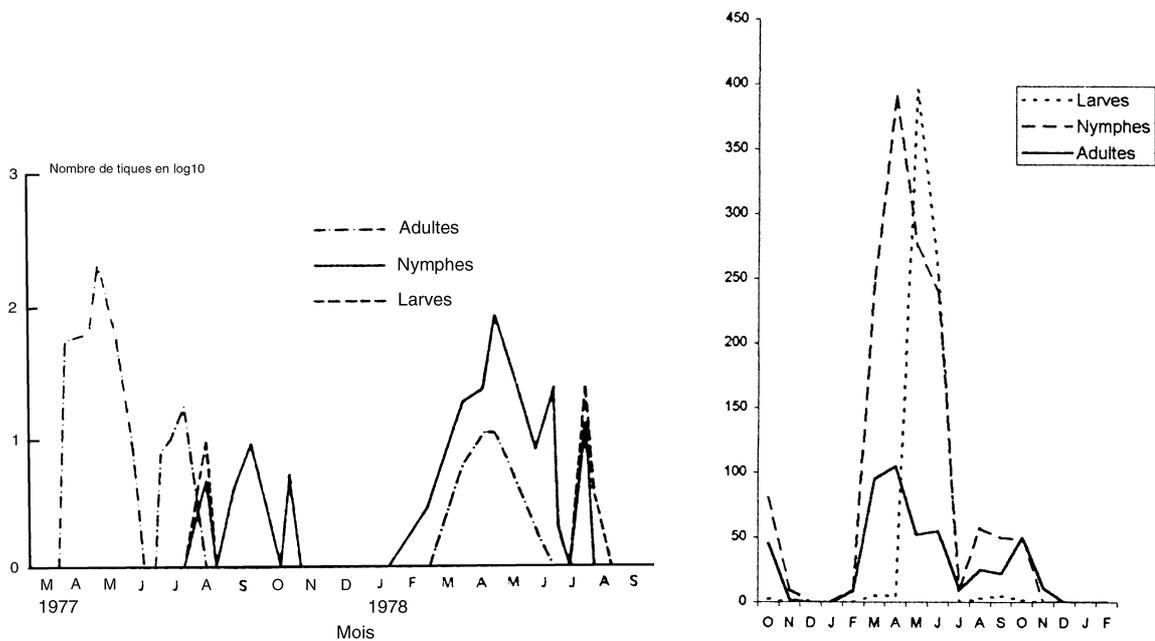
Remarque : une femelle active au printemps aura un cycle de 2,5 à 3,5 ans, alors qu'une femelle se nourrissant à l'automne présentera en moyenne un cycle plus long (3-4 ans) [33].

*** Discussion**

On s'aperçoit que les deux pics d'activité au printemps et à l'automne sont bien réels, mais ne reflètent pas l'existence de deux populations strictement séparées : selon la dynamique du cycle, un adulte actif à l'automne pourra donner naissance à des adultes dont la période d'activité sera le printemps ou l'automne [90]. Il existe donc des correspondances entre populations de printemps et d'automne [32][33], qui ont longtemps été considérées comme distinctes.

Différents auteurs sont d'accord pour dire que les larves sont en général actives au printemps-début de l'été [74][90][41], voire même en juillet-août pour le pays de Galles [15][47].

Graph.4 : Evolution des populations de larves, nymphes et adultes d'*Ixodes ricinus* selon la saison (d'après [47] et [74])



Le pic d'activité des nymphes semble être également plus important au printemps qu'à l'automne [74][41].

Les adultes sont aussi plus actives au printemps et viennent grossir le nombre d'individus à la recherche d'un hôte à cette période ; par contre, en automne, les femelles semblent actives plus tardivement que les nymphes [74][90].

De manière générale, un individu à jeûn qui entre en diapause (diapause comportementale [32]) peut redevenir actif à la mi-saison suivante ou celle d'après. Un individu s'étant déjà nourri entre en pseudo-diapause (diapause de développement) et ne se gorge de nouveau qu'un an après (ou au printemps suivant si les conditions sont bonnes), une fois sa mue achevée.

Ce sont l'hygrométrie, la température et la photopériode [34] qui décident de l'entrée et de la sortie d'hibernation des individus [45] ainsi que de la longueur des phases de la métamorphose [33]. Les variations climatiques influencent donc grandement la longueur du cycle, qui peut varier de 2,5 à 4 ans pour une larve née en août, d'après les schémas précédents.

Un modèle mathématique créé à partir de données expérimentales par GARDINER et GRAY permettant de prédire la dynamique réelle des populations en fonction de nombreux paramètres dont la température [32][33] coïncide assez bien avec les observations de terrain décrites ci-dessus.

Le phénomène de diapause concerne aussi bien les oeufs pondus en automne que les larves et les nymphes d'automne, gorgées ou non : il permet la survie pendant l'hiver. La diapause débiterait dès le mois d'août pour certains auteurs [32], ou seulement en octobre pour d'autres [90]. GARDINER affirme qu'il est même possible que certains individus n'entrent pas en diapause (ou en sortent très précocément) au-delà d'un certain seuil de température [32].

**** Les pertes au cours du cycle varient selon la saison***

Elles sont importantes à chaque phase du cycle et paraissent supérieures au cours du cycle d'une femelle s'étant nourrie à l'automne [33].

Tabl.10 : *Pertes au cours du cycle d'une femelle nourrie au printemps, sur 16000 oeufs pondus (d'après [33])*

	% survivants	% pertes
<i>LARVES</i>	37	63
<i>NYMPHES</i>	4,1	95,9
<i>ADULTES</i>	0,4	99,6

Tabl.11 : *Pertes au cours du cycle d'une femelle nourrie à l'automne, sur 8000 oeufs pondus (d'après [33])*

	% survivants	% pertes
<i>LARVES</i>	32,8	67,2
<i>NYMPHES</i>	2,4	97,6
<i>ADULTES</i>	0,01	99,99

Remarque : les pourcentages expriment le rapport du nombre de survivants obtenus à chaque stade sur le nombre initial d'oeufs pondus.

Dans la nature, ces pertes sont encore accentuées dans certains endroits par le manque d'hôtes, une humidité insuffisante, la présence de prédateurs (araignées, mille-pattes, scarabées...) [45].

II.4. Les fonctions de reproduction

II.4.1. Le rapprochement du mâle et de la femelle : émission de phéromones

Chez *Ixodes ricinus*, de nombreuses femelles sont fécondées dans la nature, où la rencontre entre les deux sexes est beaucoup plus aléatoire que sur l'hôte : des stratégies de rapprochement de partenaires sont donc indispensables pour permettre le bon déroulement du cycle.

*** Emission d'une phéromone d'aggrégation**

Cette phéromone est élaborée par les mâles et permet d'attirer les femelles ainsi que d'autres mâles [14], favorisant ainsi le regroupement des individus et augmentant donc les possibilités d'accouplement.

*** Emission d'une phéromone d'attraction sexuelle**

En 1975, GRAF met en évidence l'existence d'une phéromone sexuelle émise par la femelle d'*Ixodes ricinus* [39]. Cette substance est hydrosoluble, stable (son action peut s'exercer pendant plusieurs jours) et volatile. Elle est émise uniquement par les femelles non fécondées et agit sur les mâles qui reçoivent l'information par l'intermédiaire de récepteurs situés au niveau de l'organe de Haller. Cette phéromone les incite à l'accouplement.

II.4.2. Lieu et modalités de l'accouplement

L'accouplement de la femelle adulte se fait soit dans le milieu naturel avant de trouver l'hôte pour se nourrir, soit sur l'hôte, avant ou pendant son repas de sang.

Le mâle rampe sous la femelle, provoque l'ouverture du pore génital femelle avec ses pièces buccales. A l'aide de sa première paire de pattes, il y dépose le spermatophore contenant les spermatozoïdes [3].

Parfois l'accouplement peut ne pas avoir lieu : il semblerait en effet que la parthénogénèse existe chez *Ixodes ricinus* mais les oeufs issus de ce processus apparaissent moins viables [58].

II.4.3. Préonte et ponte

* ***La préonte*** correspond à la période qui s'écoule entre la fin du repas de sang et le début de la ponte : pendant ce laps de temps la digestion du repas s'opère et les oeufs se développent (cela pourrait correspondre à une « période de gestation »).

La durée de la préonte varie selon les auteurs.

Tabl.12 : Durée de la préonte chez *Ixodes ricinus*

PEREZ et RODHAIN :	jusqu'à deux mois [90]
POMERANTCEV :	3 à 27 jours [38]
EUZEBY :	4 à 6 semaines [29]

Ces variations s'expliquent par le fait que les conditions climatiques influencent grandement cette période de développement [108], en particulier le paramètre température, comme nous le prouvent les chiffres suivants :

Tabl.13 : Influence de la température sur la durée de la préonte

SILVA et FILIPE [108] :	11 jours à 24°C
POMERANTCEV [90] :	4 jours à 15-20°C 27 jours à t° moyenne + basse

Des facteurs autres que la température semblent influencer la durée de la préonte : HONZAKOVA, en capturant des femelles adultes d'*Ixodes ricinus* dans la nature à différentes époques de l'année, a obtenu les résultats suivants en les plaçant à l'obscurité dans une étuve à 22°C avec une hygrométrie de 90% [50] :

Tabl.14 : Influence de la saison sur la durée de la préonte

<i>Moment de la préonte</i>	<i>Durée de la préonte</i>
mars	10-12 jours
mai- juin	4-7 jours
septembre- octobre	22 jours
décembre	8-10 jours

Même en laboratoire dans des conditions standardisées, *Ixodes ricinus* semble élaborer ses oeufs plus rapidement au printemps qu'à l'automne [50].

* **La ponte** est longue : elle dure 5 à 20 jours, jusqu'à 28 jours selon METIANU [72]. La femelle se cache sous des feuilles ou des pierres, la lumière inhibant la ponte [90]. Le capitulum se bascule ventralement et l'organe de Géné évaginé extrait un à un les oeufs du gonopore.

Les oeufs sont très nombreux (500 à 3-4000 [72]) et agglutinés par une matière cireuse élaborée par l'organe de Géné de la femelle. Ils mesurent 0,5 mm de diamètre (ils sont donc visibles à l'oeil nu) et apparaissent brun-rosé [14].

En pondant, la femelle se décharge de presque 50% de son poids de gorgement [110]. La femelle meurt après la ponte.

Température et humidité peuvent avoir une influence sur le déroulement de la ponte : une trop forte température ou une trop faible humidité (inférieure à 30% par exemple) sont susceptibles de diminuer considérablement la ponte et même de l'inhiber complètement [9].

Le transfert de facteurs humoraux lors du repas d'une femelle sur un hôte immunisé entraîne une diminution du volume de sang prélevé, un allongement de la durée du repas et une diminution de la ponte [17][35] ; en effet il a été montré que chez tous les Ixodidés (des expériences ont été menées avec *Ixodes ricinus* (LEES, 1952), *B. decoloratus* (LONDT,

1973), *B. microplus* (ROBERTS, 1968), *R. appendiculatus* (JOYNER et PURNELL, 1968)) la quantité d'oeufs pondus est fonction de la quantité de sang prélevée sur l'hôte [100].

II.4.4. Copulation et repas

Comme précisé ci-dessus, chez *Ixodes ricinus* l'accouplement se fait indifféremment avant ou pendant le repas : il ne se réalise donc pas forcément sur l'hôte.

Il existe tout de même un lien étroit entre copulation et nutrition : le repas de sang ne peut s'achever qu'après intervention de l'accouplement (GRAF, 1974 [38]). Le repas se compose de deux phases de gorgement : la première est lente et toutes les femelles, vierges ou fécondées, sont capables de la réaliser. Par contre, la deuxième phase de gorgement rapide ne peut être déclenchée que si la femelle est fécondée [38].

Le repas de sang est nécessaire à la maturation des ovocytes puis des oeufs chez la femelle [14]. Chez le mâle, la spermatogénèse débute dès les stades immatures et ne dépend pas du repas puisque selon certains auteurs le mâle d'*Ixodes ricinus* ne se nourrit pas sur l'hôte [14][55] ou prend un repas qualifié de vestigial [58]. OLIVER affirme que les mâles d'*Ixodes ricinus* peuvent parfois se fixer directement sur la femelle pendant l'accouplement et ponctionner le sang accumulé dans son opisthosome [86].

II.5. L'alimentation

Le repas sanguin conditionne la survie de la tique, la maturation des oeufs et la ponte, la transmission d'agents infectieux d'un hôte à l'autre.

Ixodes ricinus n'est pas un parasite permanent : en plus de pièces buccales spécialisées adaptées à la ponction de sang, la tique a dû également développer des stratégies de détection et d'approche de l'hôte lui permettant d'optimiser les chances de pouvoir se nourrir.

II.5.1. La recherche de l'hôte

La recherche de l'hôte intervient une fois à chaque stade, ce qui correspond grossièrement à un repas par an pendant trois ans en moyenne. Cette période d'intense activité chez la tique débute quelques jours après l'éclosion et la mue respectivement pour la larve et la nymphe (en moyenne 2-3 semaines), plusieurs semaines après la mue imaginale pour la femelle adulte [90].

Les larves se déplacent très peu et ont tendance à rester en nids, proches les unes des autres, s'accrochant à leur hôte s'il vient à passer au-dessus [74]. Le comportement des nymphes et des adultes est le plus intéressant à étudier, car une véritable stratégie d'approche est mise en oeuvre.

II.5.1.1. Positionnement dans des endroits stratégiques

Le début de la période de recherche de l'hôte serait déclenché en partie par des températures favorables.

Cette période de locomotion et de métabolisme intense est épuisante pour l'individu : des expériences montrent qu'un individu capable de vivre sans bouger pendant 18 mois voit son espérance de vie très réduite si une période d'activité est prématurément et artificiellement induite (LEES, 1964 [58]).

La période d'activité dure environ un mois [58], durant lequel la tique va rechercher des positions d'affût dans les arbustes, les buissons, sur des tiges, en général à moins de un mètre du sol [90]. Elle grimpe sur la végétation aux endroits où les hôtes recherchés sont susceptibles de passer, à des hauteurs où elles peuvent rencontrer leur hôte préférentiel selon certains auteurs [58] : les grands mammifères pour les adultes, les micromammifères pour les stades immatures, qui se perchent à quelques centimètres du sol seulement.

Quand elles entreprennent l'ascension de tiges de courte taille, les tiques en repèrent le sommet avec leur première paire de pattes, puis décrivent quelques mouvements de yoyo de quelques centimètres d'amplitude avant de se fixer au sommet à l'affût [58] : ce comportement n'a pas encore été expliqué.

Plusieurs phénomènes concourent à ce que les tiques ne grimpent pas trop haut sur la végétation lorsque le support est très élevé :

- leurs besoins en humidité les obligent à ne pas trop s'éloigner de la couche de végétation humide et dense (cela explique que les stades immatures grimpent moins haut que les adultes). Quoiqu'il en soit, n'importe quelle tique à l'affût a besoin à intervalles réguliers de retourner au sol [58].

- un mécanisme interne mal identifié semble limiter quelque soit la situation leur escalade verticale : si, après une certaine distance parcourue aucun sommet n'a été détecté avec la première paire de pattes, la tique fait demi-tour d'elle-même.

II.5.1.2. Repérage de l'hôte

Il nécessite le fonctionnement de nombreux attributs sensoriels [58] :

- l'organe de Haller, pourvu de récepteurs olfactifs et de récepteurs sensibles à l'humidité
- des sensilles, pourvues de récepteurs sensibles à la température et aux vibrations, placées en face dorsale et latérale de la première paire de pattes.

La tique à l'affût sur la végétation agite sa première paire de pattes telles des antennes, puis les pose sur le support qu'elle occupe si aucun stimulus évocant le passage d'un hôte n'est perçu au bout d'un certain délai. La tique est surtout sensible aux gradients de température et d'odeur que l'hôte instaure ainsi qu'au gaz carbonique qu'il rejette [58]. Elle perçoit également immédiatement ses mouvements ainsi que ceux qu'il provoque dans la végétation.

La facilité avec laquelle la tique parvient à se fixer sur un objet en mouvement permet d'expliquer le succès de la méthode de récolte dite « technique du drapeau » : un drapeau passé sur la végétation permet de ramasser efficacement les tiques bien que les stimuli thermique et olfactif ne rentrent pas en jeu [58].

La nature des hôtes recherchés pour chaque stase est décrite en première partie.

II.5.1.3. Répartition sur l'hôte

Les femelles sont en général quatre fois plus nombreuses sur l'hôte que les mâles [15]. Elles se fixent en général dans les zones de peau fine afin que le rostre puisse pénétrer facilement [14] : ars, aine, fanon, mamelle, scrotum, anus...

Elles ont tendance à se fixer en grappes, le rapprochement des individus étant favorisé par l'émission de phéromones comme précisé plus haut.

II.5.2. Un appareil buccal adapté

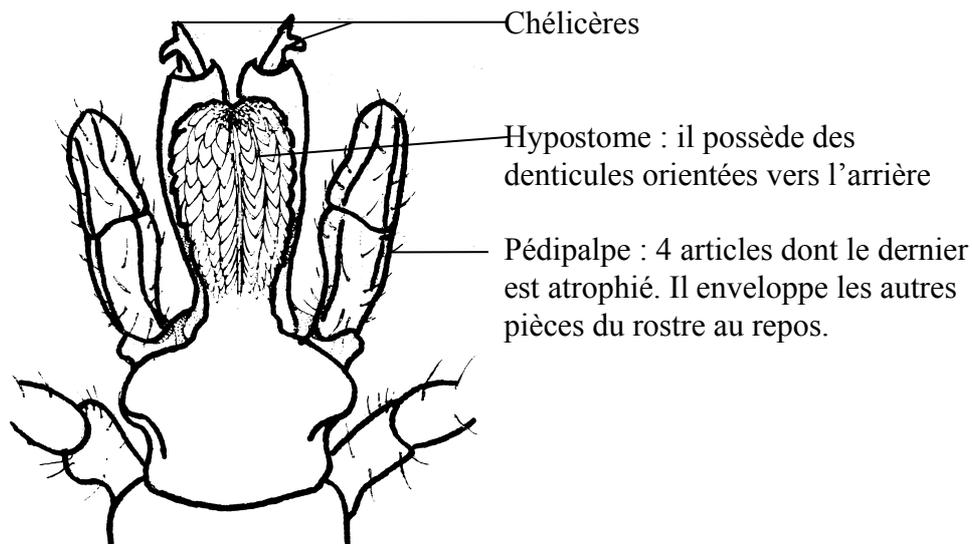


Fig.19 : Aspect des pièces buccales d'Ixodes ricinus

*** La fixation de la femelle**

Les chélicères pourvues latéralement de crochets provoquent, par leur mouvement, une solution de continuité du revêtement cutané de l'hôte : l'hypostome peut alors s'enfoncer progressivement et rester bien ancré grâce aux nombreuses denticules orientées vers l'arrière du corps [14].

Au fur et à mesure de l'enfoncement, les pédipalpes s'écartent de part et d'autre du rostre.

*** *Sécrétion d'un ciment***

La fixation de la tique est renforcée par la sécrétion d'un manchon lipoprotéique autour des chélicères et de l'hypostome enfoncés. Cette sécrétion salivaire blanchâtre est fluide au départ et se solidifie ensuite, protégeant le tégument de l'hôte de l'action salivaire de la tique et la tique de la réaction immunitaire de l'hôte.

La forme du manchon protéique diffère selon les espèces : chez *Ixodes ricinus*, il ne forme pas de cône en surface du tégument [14].

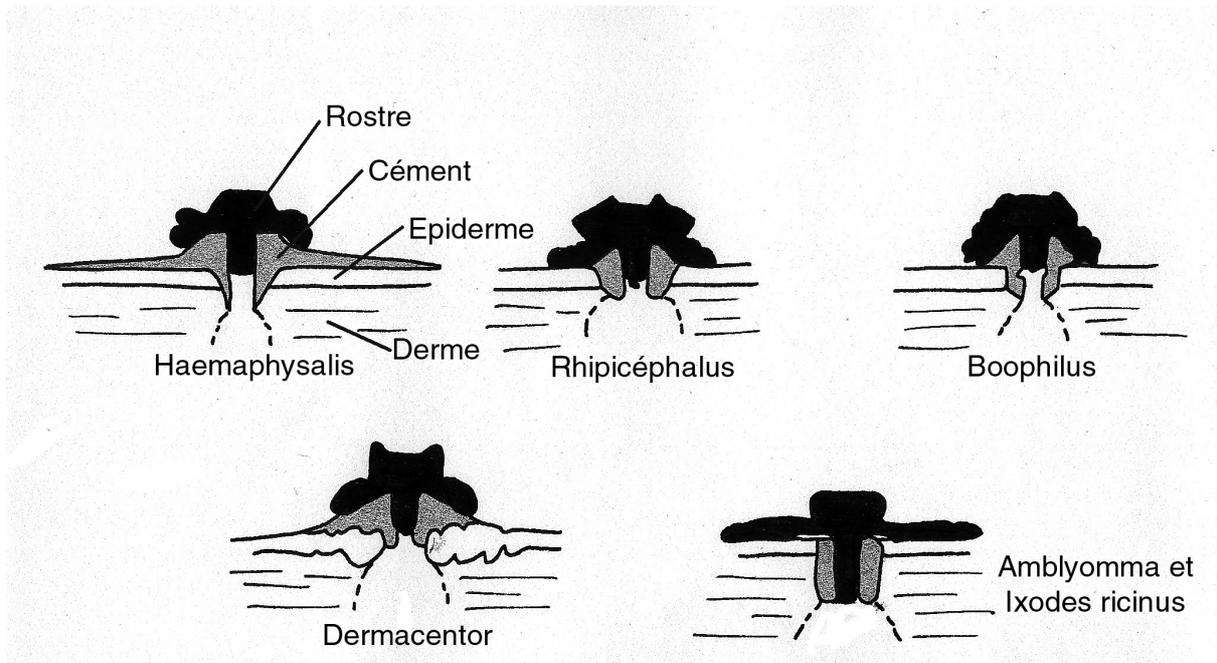


Fig.20 : Différents aspects du manchon lipoprotéique chez les tiques (d'après [14])

II.5.3. Le déroulement du repas de sang

Les *Ixodes ricinus* femelles sont hématophages à tous les stades ; en ce qui concerne le comportement alimentaire du mâle, les auteurs ne sont pas d'accord entre eux : les uns affirment qu'ils ne se nourrissent pas sur l'hôte [14] ou seulement d'un peu de lymphes, d'autres déclarent qu'il peut se nourrir par intermittence [3].

Grâce à l'action d'enzymes lytiques, d'anticoagulants et de divers composés vasoactifs contenus dans la salive, la tique crée et entretient un foyer de lyse (sang, lymphes, débris cellulaires) à l'extrémité de son rostre enfoncé dans le derme. Elle ponctionne alors son repas en alternant phases de succion et phases de sécrétion salivaire.

Deux phases se distinguent au cours du repas : une période de gorgement lent pendant laquelle la femelle est fécondée par le mâle, puis une période de gorgement rapide qui dure en moyenne 1 à 3 jours. C'est au cours de cette phase que les germes pathogènes sont généralement inoculés car les sécrétions salivaires y sont très importantes.

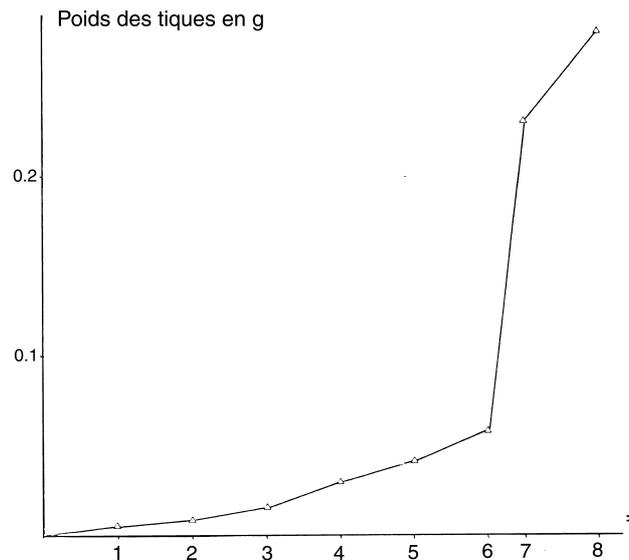
Pendant la dernière phase de gorgement, la femelle grossit considérablement ; cette augmentation de taille est permise par la synthèse d'une nouvelle endocuticule élaborée grâce aux nutriments prélevés pendant la phase de gorgement lent [100].

* ***La quantité de sang prélevée*** à chaque repas est variable et difficile à estimer, car une partie non négligeable de l'eau constituant le repas est éliminée pendant celui-ci par transsudation ou régurgitation [14].

Le poids moyen d'une femelle gorgée est de 250 mg [16][17], mais il peut aller jusqu'à 450 mg [38], alors qu'une femelle à jeun ne pèse que 20 à 80 mg [38].

L'évolution du poids d'*Ixodes ricinus* pendant son repas d'adulte a été étudiée par Graf (voir graph.5).

Graph.5 : *Evolution du poids des femelles d'Ixodes ricinus au cours du repas (d'après [38])*



On évalue la quantité de sang absorbée par femelle à 0,6 g.

*** Le degré de gorgement** de la tique dépend de plusieurs facteurs :

- l'accouplement : sans celui-ci, la tique n'entre pas en phase de gorgement rapide.
- le comportement de l'hôte : si les démangeaisons provoquées sont trop importantes ou simplement s'il fait sa toilette régulièrement, l'hôte l'avale ou la fait tomber précocément [81].
- l'immunité de l'hôte : le degré de réplétion de la tique est moindre lorsque l'hôte est immunisé contre des composants de sa salive [17][35].

* *La durée du repas* dépend des facteurs cités précédemment et du stade biologique d'*Ixodes ricinus*.

Tabl.15 : *Durée du repas aux différents stades biologiques*

Repas larvaire	3 à 7 jours
Repas nymphal	3 à 6 jours
Repas de l'adulte	4 à 14 jours

La température de la peau de l'hôte joue aussi un rôle : une étude montre que des larves et des nymphes se gorgent en 3 jours à 20°C sur des souris, alors que sur des lézards, à même température, le repas dure de 9 à 11 jours [90]. De la même façon, *Ixodes ricinus* se gorge moins vite sur un hérisson en hibernation que sur un hérisson actif [90].

Une fois son repas terminé, la tique se laisse tomber à terre. Il a été montré [69] que les larves d'*Ixodes ricinus*, fixées en général sur les micromammifères, se détachent quand leur hôte entre dans une phase de repos, en général le jour. Certains auteurs affirment qu'il s'agirait là d'une adaptation visant à faciliter la rencontre d'un nouvel hôte par la nymphe issue de cette larve ; de plus ce phénomène contribue à la diffusion d'agents pathogènes d'un hôte à l'autre.

Cette étude montre par contre que la nymphe abandonne son hôte indifféremment en lieu d'activité ou de repos [40]: l'adaptation mentionnée plus haut n'a en effet pas lieu d'être puisque les adultes ont des hôtes complètement différents de ceux des nymphes.

III. L'ELEVAGE D'IXODES RICINUS EN LABORATOIRE

III.1. La récolte d'*Ixodes ricinus* dans son environnement naturel

Cette récolte va permettre, à partir de quelques individus, de démarrer une colonie. Il existe plusieurs façons de procéder : soit on recherche l'hôte préférentiel (en période d'infestation maximale de préférence), soit on traque *Ixodes ricinus* lorsqu'elle est en phase libre.

En général, on cherche à récolter des femelles adultes gorgées prêtes à pondre ce qui permet d'obtenir rapidement des larves.

III.1.1. La récolte sur l'hôte

III.1.1.1. Choix de l'hôte à rechercher

La plupart du temps, l'hôte recherché est celui qui héberge le stade adulte ; il s'agit donc en général de grands mammifères, sauvages ou domestiques.

La récolte se fait de préférence en période de forte infestation (printemps, automne) et dans des endroits réputés pour être des foyers d'une maladie transmise par *Ixodes ricinus*.

Exemple : On peut récolter des *Ixodes ricinus* sur des bovins [72] en région d'endémie de babésiose. Cependant il est important de savoir que les zones où l'on voit beaucoup de piroplasmoses cliniques et les zones hébergeant les *Ixodes ricinus* ne coïncident pas forcément [67] : en effet, plus il existe d'*Ixodes ricinus* infectées dans une région, moins on y trouve de babésiose clinique car les animaux s'infectent jeunes et s'immunisent.

On peut récolter des *Ixodes ricinus* adultes sur des bovins, des ovins, des chevaux, des chiens...[72]. Il est possible également, dans le cadre d'études sur l'infestation de la faune

sauvage, de récolter des individus sur des renards capturés ou trouvés morts [4], ou bien lors de battues (cerfs, chevreuils...).

Les stades immatures d'*Ixodes ricinus* peuvent être récoltés sur des micromammifères : différentes méthodes sont employées pour les capturer et les déparasiter [74][4]. Pour leur capture, une grille de piégeage est utilisée : MERMOD [74] emploie une grille de 90 sur 140 m, avec un piège tous les 10 m. Les individus capturés sont marqués, déparasités puis relâchés.

On peut aussi utiliser des ratières ou des pièges munis de mécanismes de déclenchement automatique [14]. Ces pièges sont accompagnés d'appâts (croûtons frits, graines) et placés en ligne ; en général on les dépose l'après-midi pour les relever le lendemain matin.

III.1.1.2. Méthodes de récolte d'*Ixodes ricinus* sur l'hôte

- la récolte à vue : on recherche le parasite sur les régions de fixation préférentielle qui sont les zones de peau fine : ars, aïsne, fanon, auge, base des oreilles, pli de l'oreillon et tour des yeux chez le chien, paupières, lèvres, espaces interdigités, régions anale et périgénitale, pli de la queue...[4].

Il semblerait que les zones de fixation préférentielle varient selon le stade : sur le mouton, les larves se fixent plutôt sur la partie avant de la tête et les parties distales des membres, alors que les adultes sont plus nombreux autour des oreilles, sur le cou et les zones proximales des membres. Les nymphes présentent des localisations intermédiaires entre celle des larves et celle des adultes [84].

La palpation peut être une mesure efficace quand l'animal présente une fourrure abondante. L'utilisation d'un petit aspirateur électrique peut faciliter la récolte des individus non fixés ou en train de se détacher.

Il est souvent difficile par cette méthode de voir les larves à cause de leur petite taille.

Il est nécessaire de retirer les tiques fixées avec de grandes précautions afin de ne pas endommager les pièces buccales qui non seulement vont permettre l'identification mais aussi le bon déroulement du repas ultérieur. Une technique permet d'éviter tout dommage [14] :

- l'utilisation d'un anesthésique (souvent l'éther) appliqué sur la tique au moyen d'un coton afin d'obtenir la rétraction des pièces du rostre.
- la saisie de la tique avec des pinces fines, le plus près possible du rostre. La traction s'exerce dans l'axe d'implantation (inclinaison de 40 à 60°), en évitant tout mouvement de torsion.

- la récolte au linge : l'animal infesté mort est enveloppé plusieurs fois dans un linge et laissé 12h à température du laboratoire [4]. On peut aussi le placer dans une cage entourée d'un sac de toile [92]. Il suffit ensuite de dérouler le drap (ou d'ouvrir le sac) et de récolter les tiques qui s'y trouvent.

- la récolte à la trémie : cette méthode peut convenir à des hôtes de différents formats selon la taille de l'installation. L'animal est posé sur une grille placée au-dessus d'un entonnoir aux parois lisses en acier inoxydable et débouchant dans un bocal collecteur contenant un liquide mouillant. Les tiques se détachent de leur hôte, glissent et tombent dans le liquide du bocal au préalable chauffé et saturé en CO₂ (cela semble augmenter le rendement de la trémie)[4].

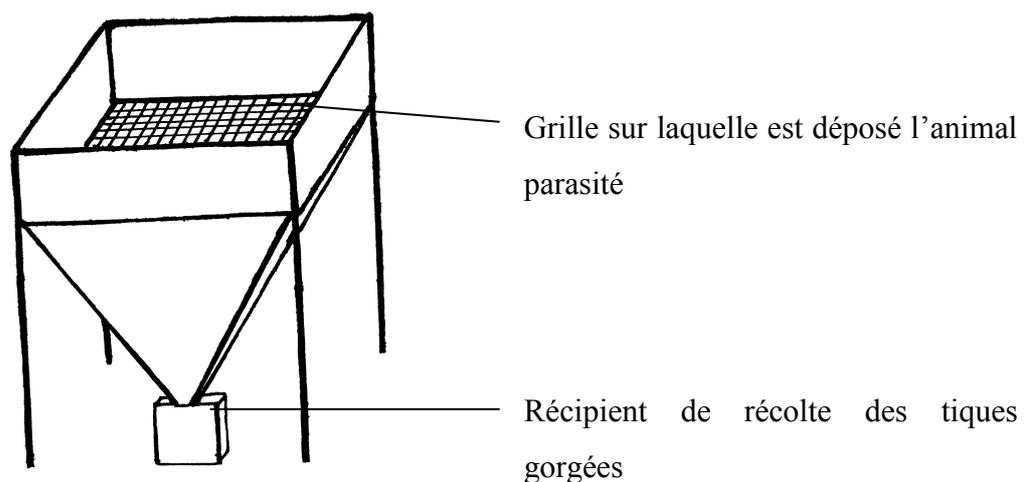


Fig.21 : Dessin d'une trémie adaptée à la récolte des tiques
(d'après [4])

Ces méthodes de récolte présentent une caractéristique : la récolte est aisée car dès le début du refroidissement du corps de l'hôte mort les tiques commencent à se détacher.

III.1.2. La récolte d'*Ixodes ricinus* dans la nature

Pour les récolter avec succès, il faut connaître les biotopes qu'investit *Ixodes ricinus* : il est nécessaire d'entreprendre ses recherches sur des parcelles se rapprochant le plus de celles décrites dans la première partie.

La méthode la plus utilisée est la méthode dite « du drapeau », décrite par Mc LEOD puis MILNE et GRAY.

Elle consiste à faire passer sur la végétation (en général dense) un drapeau d'étoffe plus ou moins bouclée, sur lequel les tiques de différents stades vont s'accrocher : on le choisira de couleur claire afin que les tiques soient aisément visibles [14].

S. MEMETEAU utilise un drapeau de flanelle de 230 × 125 cm passé sur des parcelles sur des longueurs de 90m [71]. GRAY emploie une étoffe de 175 × 115 cm et le passe sur 25 m en environ 30 secondes de temps [41].

Le succès de cette technique s'explique par certaines propriétés comportementales des tiques développées dans la deuxième partie : elles sont attirées par les objets en mouvement et s'y accrochent très facilement. Les toiles sont ensuite examinées par l'opérateur et débarrassées des tiques qui seront ensuite stockées dans un bac de transport en attendant d'être identifiées précisément : PETER, BURGDORFER et AESCHLIMANN emploient un bac où l'humidité relative est maintenue à 95%, à température ambiante [92]. D'autres auteurs [71], quand il s'agit juste de tiques à étudier et non à élever ultérieurement, utilisent simplement des fioles contenant de l'alcool.

Les limites inhérentes à la méthode du drapeau sont les suivantes :

- elle donne simplement une estimation de la population des tiques contenues dans la végétation car elle dépend de l'activité de celles-ci, activité elle-même liée à la température extérieure : MERMOD n'a pas réussi à capturer d'adultes à une température de 4°C [75].

Certains auteurs prétendent que cette méthode ne permet finalement la capture que de 10% des tiques effectivement présentes dans la végétation lors du passage du drapeau [74].

- il est souvent difficile de capturer des larves à moins de passer au-dessus d'un groupe de larves venant d'éclore.

III.2. Les modalités de l'élevage d'*Ixodes ricinus*

Le plus facile pour débiter un élevage est de se procurer, par les diverses méthodes décrites plus haut, des adultes gorgés qui vont servir de tiques souches pour la future colonie : la ponte va en effet fournir de nombreux oeufs qui permettront d'emblée de commencer l'élevage d'individus en grand nombre.

Si les tiques obtenues doivent être utilisées ultérieurement pour des études sur la transmission d'agents pathogènes, il est indispensable de s'assurer que les tiques souches sont « saines », c'est-à-dire non porteuses de germes pathogènes pouvant interférer dans les études.

III.2.1. La purification de la population souche de la colonie

Elle s'opère de deux façons essentiellement : on teste soit l'hémolymphe ou les tissus de la tique après la ponte, soit le sang de l'hôte après le repas sanguin d'*Ixodes ricinus*. Quelque soit la technique utilisée et l'agent recherché, les tiques à jeûn peuvent être mises à gorgé avant les tests pendant 2 jours afin de stimuler la maturation des agents pathogènes (PIESMAN et SPIELMAN, 1982)[2].

III.2.1.1. Recherche d'agents pathogènes sur la tique

- *Recherche sur hémolymphe :*

Elle a été mise au point par BURGDORFER en 1970 et est considérée comme la technique de référence pour la mise en évidence de rickettsies dans l'hémolymphe des tiques sans les sacrifier [92]. Les frottis sont colorés par la technique de Giménez (1964).

- *Recherche après écrasement sur une lame et coloration :*

Les individus de faible taille (larves, nymphes) peuvent être écrasés individuellement sur une lame de microscope. La mise en évidence de rickettsies peut être faite après coloration par la méthode de Giménez (1964).

- *Recherche sur frottis de glandes salivaires par la coloration de Feulgen :*

Les glandes salivaires sont isolées par dissection de tout le reste de la masse intestinale puis placées dans un liquide contenant 1% de sérumalbumine. Elles sont ensuite disposées sur une lame de microscope ; la lame est séchée puis fixée pendant une heure dans du formol 10%, pour être ensuite colorée par la méthode de Feulgen (PETROV, 1948 ; BANCROFT et STEVENS, 1982) utilisant des colorants spécifiques de l'ADN [2].

Cette méthode permet notamment de mettre en évidence les rickettsies : *Ehrlichia phagocytophila* par exemple apparaît sous forme d'amas denses ayant fixé le colorant.

- Recherche par IFI (immunofluorescence indirecte) :

Sur glandes salivaires pour les rickettsies [2] ; possible également sur frottis d'hypoderme et de tubes de Malpighi [92].

- Recherche par PCR sur les tissus :

Cette méthode permet la mise en évidence des rickettsies [2][97], des *borrelia* [66], de virus.

III.2.1.2. Recherche d'agents pathogènes chez l'hôte

- Recherche par sérologie sur l'hôte après le repas d'Ixodes ricinus

On peut utiliser des tests de **microagglutination** [92] avec les antigènes voulus : on met en évidence chez l'animal qui a servi d'hôte des anticorps dirigés contre ces antigènes [108].

L'**immunofluorescence indirecte** peut aussi être utilisée sur le sérum de l'hôte.

La sérologie permet de mettre en évidence des anticorps dirigés contre des rickettsies, des *borrelia*, des virus [108] et des protozoaires.

- Inoculation d'un broyat de tique à l'hôte :

Des tiques gorgées sont broyées ; le liquide obtenu est filtré, dilué [2], puis injecté par voie intraveineuse à l'hôte.

La quantité d'inoculat à utiliser dépend de la taille de l'hôte ; par exemple pour l'ehrlichiose ovine, ALBERDI [2] injecte l'équivalent de 50 nymphes à un mouton. L'animal est ensuite surveillé attentivement pendant 15 jours ; son comportement est observé, la température

rectale et des frottis sanguins quotidiens colorés au May Grünwald Giemsa sont contrôlés afin de voir s'il a contracté la maladie ou non [2].

Cette technique peut être mise en oeuvre pour la détection de bactéries et de virus. Pour la recherche de virus, les broyats peuvent être inoculés en intracérébral [108].

On peut procéder de plusieurs façons pour être sûrs d'avoir des tiques souches non porteuses d'agents pathogènes pouvant interférer avec les études que l'on veut éventuellement mener ensuite. Il est intéressant d'associer deux méthodes de détection : en général les auteurs procèdent à un testage de la tique adulte gorgée et à un testage de l'hôte ayant servi de repas [2][92][111].

Les tiques adultes sont testées après la ponte et les résultats permettent de savoir si l'on conserve la descendance ou non.

III.2.2.L'élevage des stades parasites d'Ixodes ricinus

III.2.2.1. Elevage in vivo

Par trois fois au cours de son existence, *Ixodes ricinus* a besoin d'un hôte pour se nourrir : cette phase de l'élevage est la plus courte mais aussi la plus délicate. Il faut en effet choisir un hôte adapté, le maintenir en vie dans de bonnes conditions pendant toute la durée du repas tout en évitant qu'il ne se débarrasse des tiques qui se nourrissent sur lui.

Le matériel doit par conséquent être adapté et même devient très spécialisé lorsqu'on veut pratiquer le nourrissage artificiel.

III.2.2.1.1. Choix des hôtes

Il dépend de plusieurs facteurs :

- le but de l'étude pour laquelle ils sont employés
- la taille des locaux et le matériel disponible
- la quantité de tiques que l'on veut mettre à gorger, puisqu'il existe des densités maximales d'infestation au-dessus desquelles l'hôte s'épuise et meurt.

Des auteurs reproduisent ce qu'il se passe dans la nature et fournissent aux tiques d'élevage des hôtes adaptés à leur stade biologique : des micromammifères pour les stades immatures, des mammifères de plus grande taille pour le stade adulte.

Tabl.16 : *Utilisation d'hôtes différents pour le repas d'Ixodes ricinus selon son stade biologique*

HOTES			Auteur	Référence
LARVES	NYMPHES	ADULTES		
Souris	Souris	Lapin	GRAF	[39]
Souris	Souris	Lapin	HONZAKOVA	[50]
Gerbille	Gerbille	Veau	LEWIS	[61]
Sour., Gerb.	Souris	Lapin	STANEK	[111]
Gerbille	Gerbille	Lapin	SPIELMAN	[70]
Hamster	Hamster	Lapin	SPIELMAN	[69]

L'alternance des hôtes ci-dessus permet d'élever *Ixodes ricinus* aisément ; pour certaines expérimentations le nécessitant, il est également possible de mettre des adultes d'*Ixodes ricinus* à gorger sur des grands animaux comme le veau [61][72] ou le mouton [8][48].

Il est intéressant de constater qu'il est possible de se contenter d'un seul type d'hôte pour nourrir les trois stades, qu'il s'agisse d'un micromammifère ou d'un animal de plus grande taille. Différentes méthodes ont été utilisées (voir tableau suivant).

Tabl. 17 : *Utilisation d'un hôte unique pour les trois stades d'Ixodes ricinus*

HOTE	Auteur	Référence
Souris blanche	METIANU	[72]
Hérisson	LAMONTELLERIE	[57]
Lapin	SANTOS SILVA	[108]
Veau	HADANI	[43]

Des auteurs ont également montré que des femelles adultes d'*Ixodes ricinus* peuvent se gorger sur des cochons d'Inde [39][38] ainsi que les nymphes [45] et les larves [57]. Il semblerait que les stades immatures puissent se nourrir avec succès sur le rat [57][70].

Le poulet, peu utilisé pour nourrir les tiques, s'est révélé pourtant être un meilleur hôte que le lapin (au vu des taux de tiques gorgées et des pourcentages de mues réussies) pour *Amblyomma hebraeum* [49] ; aucune donnée n'est disponible sur l'utilisation de tels hôtes pour *Ixodes ricinus*.

Réutiliser le même hôte pour gorger une deuxième série de tiques s'avère être une fausse économie. En effet, BAILEY constate qu'à la deuxième infestation de lapins, le taux de tiques gorgées avec succès (surtout chez les adultes) est très diminué [5] ; BROSSARD montre que les parasites prélèvent moins de sang et le digèrent moins bien [16]. Il s'avère effectivement qu'au fur et à mesure des infestations par *Ixodes ricinus*, les lapins développent une hypersensibilité cutanée de type immédiat ainsi qu'une hypersensibilité retardée responsables d'une infiltration du derme par des cellules mono- et polynucléées rendant difficile la ponction de sang par le parasite (GIRARDIN, BROSSARD [35]).

Le même phénomène a été démontré chez le mouton [1] et est évoqué par GRAF chez le cobaye [38].

L'âge des hôtes a peu d'incidence, l'important est d'adapter la charge d'infestation au poids de l'animal (voir plus loin).

HEYNE [48] mentionne cependant qu'il est préférable, quand on utilise des souris, de les choisir entre 6 et 8 semaines et de sexe femelle car elles sont moins vives et moins agressives, donc plus faciles à manipuler.

III.2.2.1.2. La contention de l'hôte

Deux phénomènes sont à même d'entraver le gorgement complet des tiques fixées sur l'hôte :

- le *prurit* éventuellement provoqué par la morsure
- le *comportement naturel de toilettage* de certains hôtes comme les rongeurs ou les lapins.

Il sera donc nécessaire, au moment du repas d'*Ixodes ricinus*, soit de restreindre les mouvements de l'hôte, soit de les rendre inefficaces par du matériel adapté, soit de les éliminer complètement en employant la contention chimique.

a) La restriction des mouvements de l'hôte : quel matériel utiliser ?

Cela concerne essentiellement les petits mammifères comme les rongeurs dont les cages d'élevage vont être aménagées afin de permettre le repas puis la récolte d'*Ixodes ricinus*.

On place un seul hôte par cage car chez les rongeurs le comportement de toilettage est très développé : le taux de tiques gorgées avec succès par souris est plus grand quand une souris est seule dans sa cage, car des souris mises ensemble non seulement se nettoient elles-mêmes mais se toilettent aussi entre elles [60], ce qui accentue les pertes.

Chez les lapins, ce comportement de toilettage existe également et peut entraîner des biais dans les études sur la durée et le taux de gorgement des tiques [81].

La contention de l'hôte pendant le repas du parasite représente un problème majeur, puisque celui-ci dure plusieurs jours et qu'il faut limiter les mouvements de l'hôte tout en permettant sa survie dans de bonnes conditions pendant tout ce temps. Plusieurs techniques ont été imaginées pour immobiliser plus ou moins les micromammifères pendant cette période.

*** L'utilisation de tubes grillagés**

De nombreux auteurs utilisent cette méthode : le micromammifère est placé dans un tube fait de grillage métallique (souvent en revêtement galvanisé) de dimensions réduites pour empêcher le toilettage : 30 mm de diamètre et 120 mm de long conviennent pour une souris (BANKS et OLIVER [7]). Ces auteurs remarquent cependant que le comportement de toilettage n'est pas complètement éliminé [7].

Les extrémités du tube sont obturées de chaque côté par un cylindre de plastique fixé simplement avec du ruban adhésif [7].

Le tube peut être enveloppé pendant 2 ou 3 heures dans du papier absorbant ou dans une étoffe le temps que les tiques se fixent [69]. On peut également placer le tube grillagé sur un plateau recouvert de papier absorbant et entouré par une gouttière emplies d'eau empêchant la fuite des tiques [7].

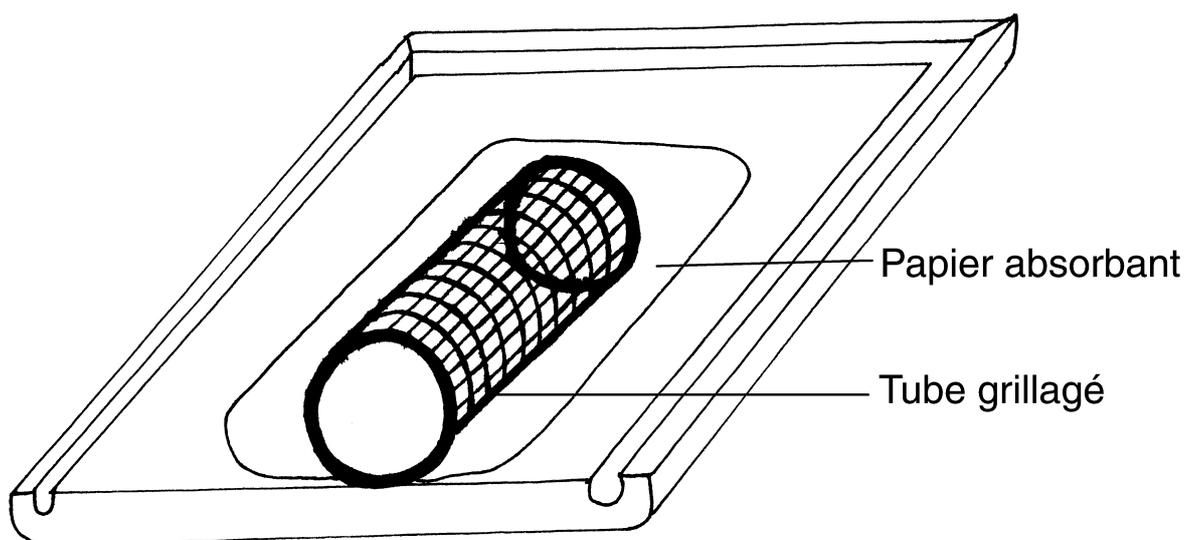


Fig.22 : *Dessin d'un plateau soutenant un tube grillagé employé pour l'infestation de gerbilles (d'après [43])*

Une fois les tiques fixées, le tube grillagé n'est plus indispensable : les hôtes sont en général remis en cage après avoir passé 24h dans le tube [11]. Les cages sont placées au-dessus de récipients d'eau afin d'empêcher la fuite des tiques gorgées tombées [69]. Les récipients sont en général inspectés deux fois par jour afin de récolter les tiques.

On peut également disposer de cages aménagées permettant la récolte des tiques gorgées : celles-ci présentent un faux fond en grillage galvanisé. De l'eau (entre 0,5 et 1cm de profondeur [61]) est placée dans le fond de la cage pour empêcher les tiques tombées à travers la grille de s'enfuir ou de remonter dans la cage [61]. Ces cages sont elles-mêmes placées sur des plateaux contenant de l'eau et entourés de ruban adhésif dont la surface collante est tournée vers l'intérieur (*Elastoplaste ND* [61]).

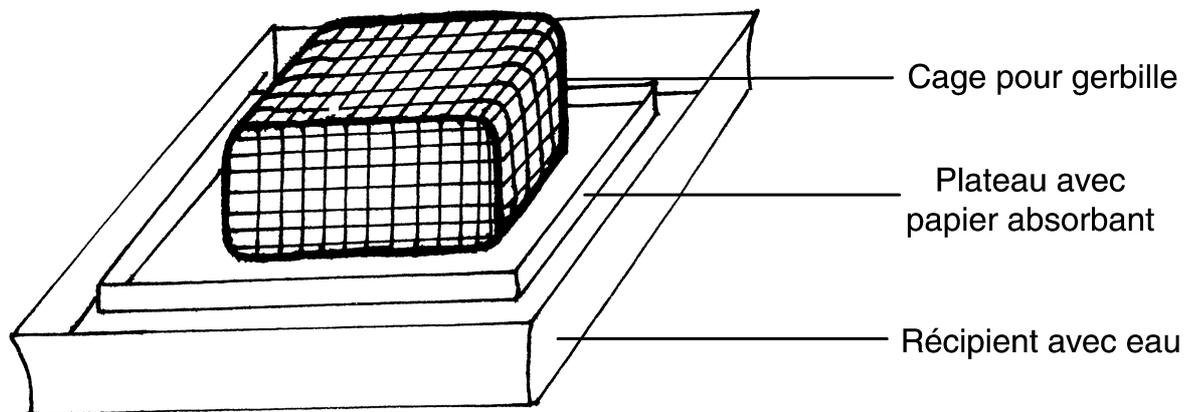


Fig.23 : *Dessin d'une cage de collecte pour gerbille, placée au-dessus de récipients d'eau (d'après [43])*

*** L'utilisation d'un ressort recourbé**

Cette technique imaginée par BERCOVIER et MOLLARET [11] présente un net avantage par rapport à celle du tube grillagé : elle permet la maîtrise des mouvements de l'hôte pendant toute la durée du repas sans dommage pour l'animal qui peut circuler et être nourri facilement, alors que dans le tube la contention est plus sévère et la survie plus brève : on y laisse l'animal enfermé tout au plus 24h (d'après une expérience de BERCOVIER et MOLLARET [11] des souris ne survivent pas plus de 36h dans des tubes grillagés).

L'animal est introduit dans un ressort de 2,5 cm de diamètre et de 20 cm de longueur (paramètres adaptés à la taille de *Microtus*). Le ressort est recourbé sur lui-même : le rongeur a donc à sa disposition une galerie circulaire dans laquelle il peut circuler mais pas se retourner ni se débarrasser des tiques fixées sur lui.

Le ressort est placé sur du papier absorbant, dans un récipient où les tiques gorgées tombées de l'hôte sont récoltées. Les bords du récipient sont recouverts de papier adhésif et l'ensemble est placé dans un bac rempli d'eau [11].

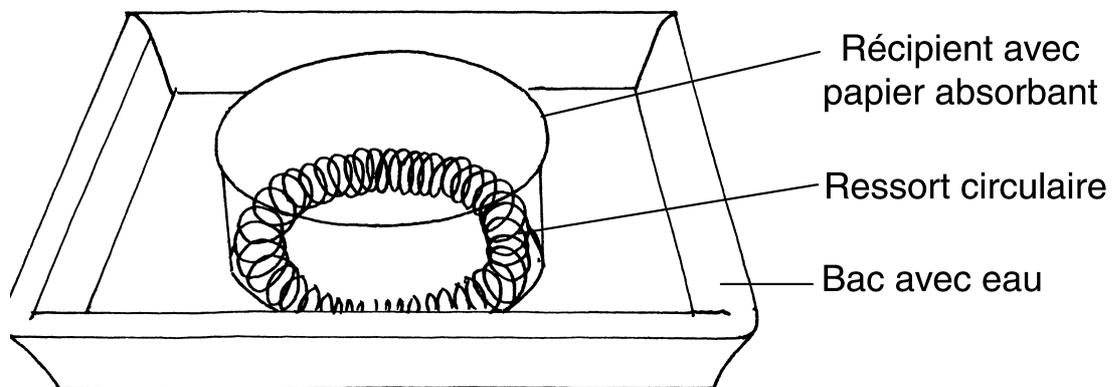


Fig.24 : *Dessin du dispositif ciculaire imaginé par BERCOVIER et MOLLARET (d'après [11])*

* L'utilisation du corset

HEYNE, ELLIOTT et BEZUIDENHOUT décrivent une méthode de contention utilisant un corset fait de bandes Velcro placées autour du corps de l'animal entre les pattes antérieures et les pattes postérieures [48].

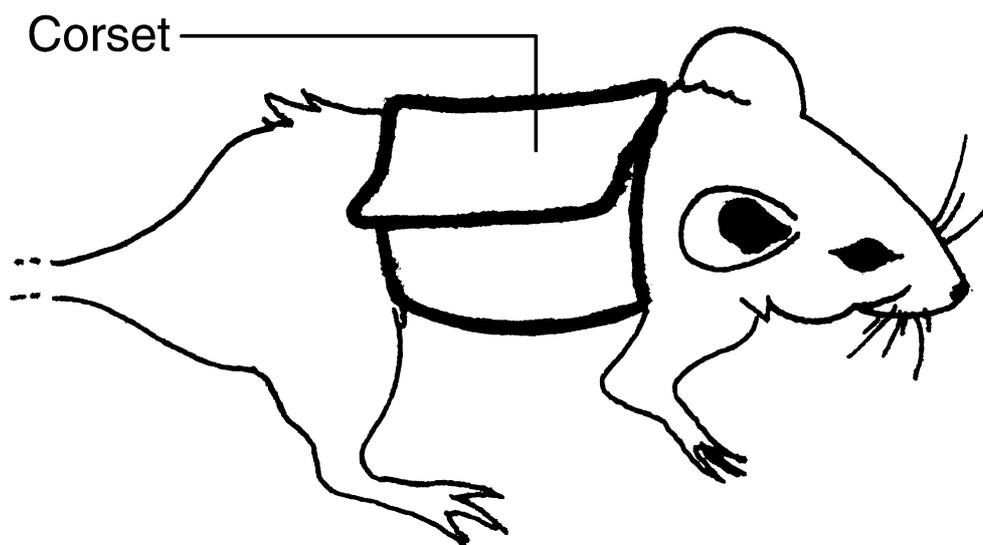


Fig.25 : *Dessin d'un corset mis en place sur une souris (d'après [48])*

Les tiques sont placées sous le corset et donc ainsi protégées pendant leur fixation et leur repas.

La méthode est efficace mais nécessite une anesthésie légère de l'hôte si l'on veut mettre en place correctement le corset [48].

Une méthode analogue utilise un corset en métal pourvu de trous de 2,5mm de diamètre permettant le repas des tiques [28] ; le corset est mis en place sur la souris anesthésiée et semble être bien supporté par la suite.

Ces méthodes de contention sont en général utilisées pour le gorgement des tiques sur micromammifères; en effet, pour les autres types d'hôtes (lapins, moutons, veaux...) les

dispositifs imaginés pour permettre le repas des tiques sont fixés sur l'hôte et ne nécessitent pas l'immobilisation de celui-ci.

Un dispositif de contention a cependant été conçu pour les lapins [89] : il est constitué d'une petite cage (11 × 11 × 40cm), adaptée à des lapins de 2 à 3 kgs, placée dans une chambre d'élevage à quelques centimètres du fond. Les urines du lapin sont absorbées par du papier placé au fond de la chambre et c'est sur ce même papier que l'opérateur récupère les tiques gorgées détachées. Un ruban adhésif est placé sur le bord supérieur de la chambre ainsi qu'un câble parcouru par un courant de 120 Volts (le câble est isolé sur sa face supérieure et latérale).

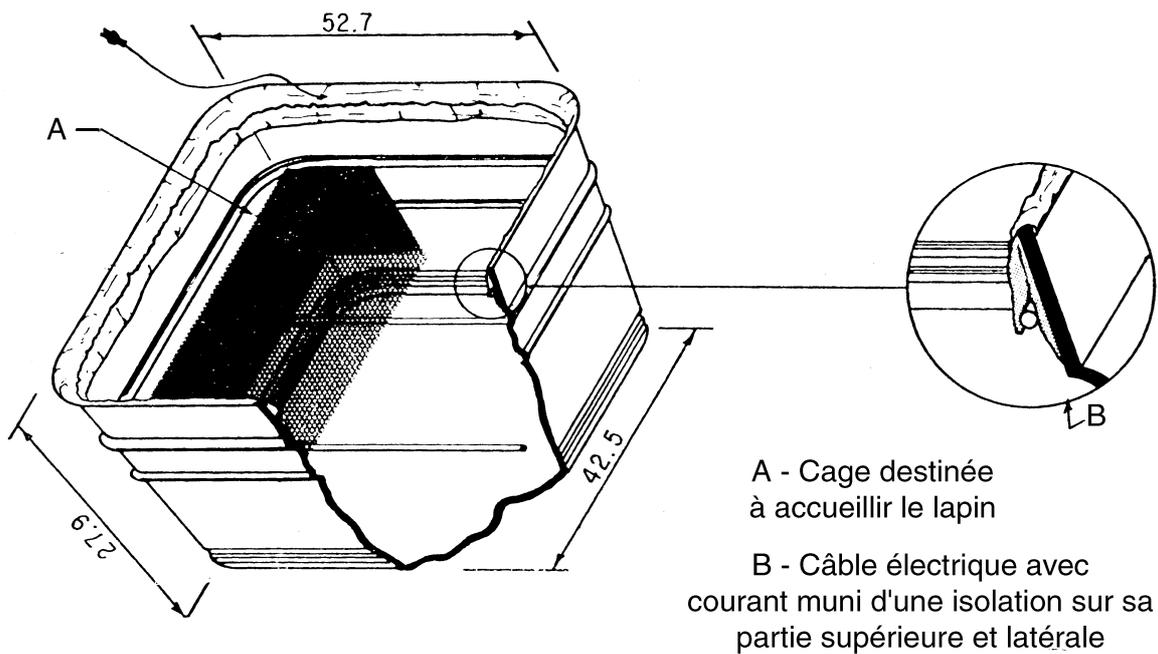


Fig.26 : Dessin d'une chambre d'élevage aménagée pour accueillir un lapin servant d'hôte à *Ixodes ricinus* (d'après [89])

b) Les accessoires permettant de rendre inefficaces les mouvements de l'hôte visant à éliminer les tiques

* Quelque soit l'hôte, l'accessoire le plus utilisé est la **collerette** : faite jadis de cuir (BAILEY, 1960 [5]) et aujourd'hui de plastique [115], elle est placée autour du cou de l'animal et permet de réduire considérablement l'incidence du comportement de toilettage, de protéger les dispositifs de gorgement des tiques placés sur les oreilles, etc...

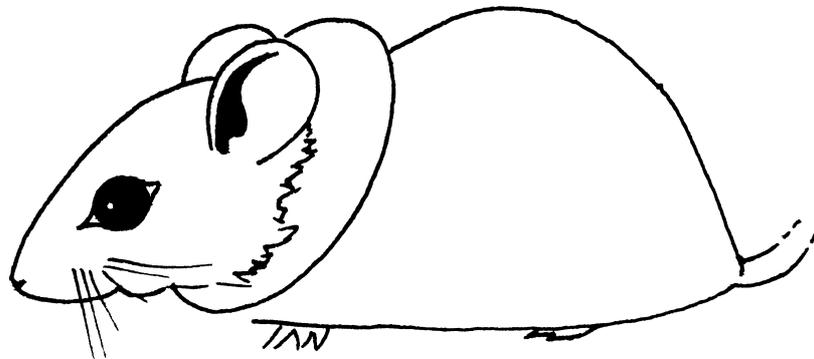


Fig.27 : *Collerette plastifiée disposée autour du cou d'une souris
(d'après [48])*

La collerette est difficile à placer sur les micromammifères ; elle est beaucoup plus facile d'emploi chez des animaux plus gros comme le lapin ou le cobaye [11] ; chez ces derniers son emploi est préféré à celui des cages exigües de contention [5] : les animaux sont plus libres de leurs mouvements et sont nourris plus facilement.

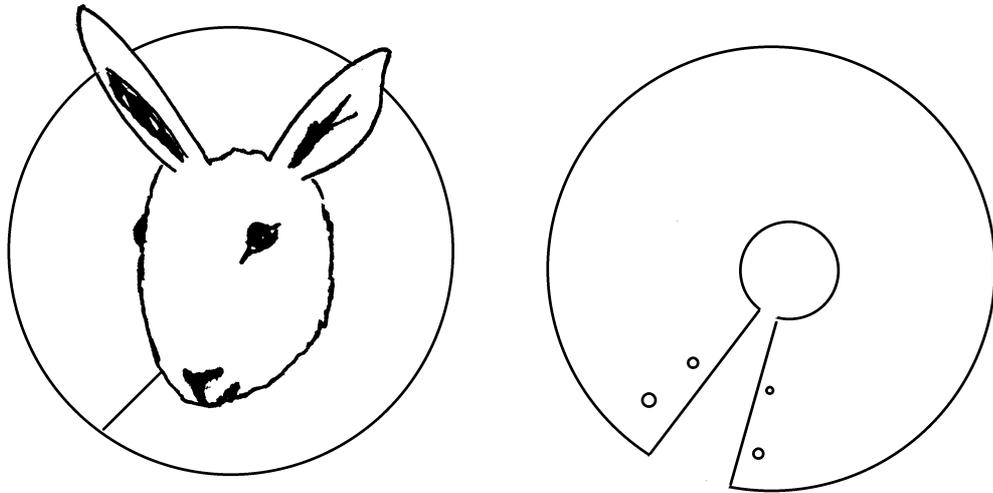


Fig.28 : *Collerette plastifiée disposée sur un lapin (d'après [115])*

* Chez les grands animaux (mouton, veau), divers accessoires peuvent être nécessaires :

- si les tiques sont mises à gorgier sur les oreilles, une **corde** permettra d'entraver les membres postérieurs afin que le veau à l'attache ne fasse pas tomber prématurément les parasites [43].

- si les tiques sont mises à gorgier sur le corps, il est nécessaire soit d'avoir un **cornadis** de taille adaptée, soit de mettre en place un **collier** fait de petites planches reliées entre elles par deux lanières de cuir. Ces accessoires permettent de limiter les mouvements de la tête [43].

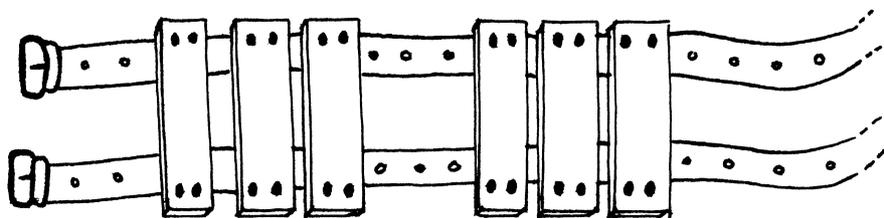


Fig.29 : *Dessin d'un collier pour veau (d'après [43])*

c) La contention chimique chez les micromammifères

Au lieu d'employer des tubes grillagés pour les immobiliser le temps que les tiques se fixent, il est possible de les endormir : une anesthésie courte de 15-20 minutes est pratiquée au moyen d'une injection intrapéritonéale de chlorhydrate de kétamine à la dose de 80 mg/kg [60].

On constate alors que le comportement de toilettage est inhibé non seulement pendant la durée de l'anesthésie, mais aussi pendant les 10 à 15 minutes suivant le réveil, l'animal étant encore désorienté [60] : cela représente une durée totale de 25 à 35 minutes.

LEVIN et FISH [60] montrent en 1998 qu'un lot de souris anesthésiées lors de la mise en place de larves d'*Ixodes scapularis* parvient à nourrir 3 à 6 fois plus de larves qu'un lot de souris ayant la possibilité de faire leur toilette immédiatement après la pose des larves.

Tabl.18 : Résultats obtenus après l'infestation par des larves d'*Ixodes scapularis* d'un lot de souris anesthésiées et d'un lot de souris actives (d'après [60])

	Souris anesthésiée		Souris active	
Nbre de tiques/souris	25	100	25	100
Nbre de tiques gorgées/souris ± SD	12.00± 7.00	73.67 ± 7.37	4.33 ± 1.53	12.67 ± 7.51
Taux de repas réussis (%)	48.00	73.67	17.33	12.67

III.2.2.1.3. Le matériel permettant le repas sanguin d'Ixodes ricinus sur son hôte

Divers dispositifs ont été imaginés pour permettre à *Ixodes ricinus* de se gorger complètement sur son hôte puis d'être récupérée une fois le repas terminé : ils diffèrent selon l'hôte utilisé.

a) Repas sur le lapin

Deux localisations sur le corps du lapin sont utilisées : le dos et les oreilles.

*** Repas sur le dos du lapin**

Le dos du lapin est rasé à l'endroit où l'on décide de mettre en place le dispositif.

Une sorte de boîte ronde plastifiée dépourvue de fond est découpée de manière à ce que sa partie inférieure s'adapte parfaitement à la forme du dos du lapin [48]. Elle est collée sur le dos par l'intermédiaire d'un anneau (voir le schéma).

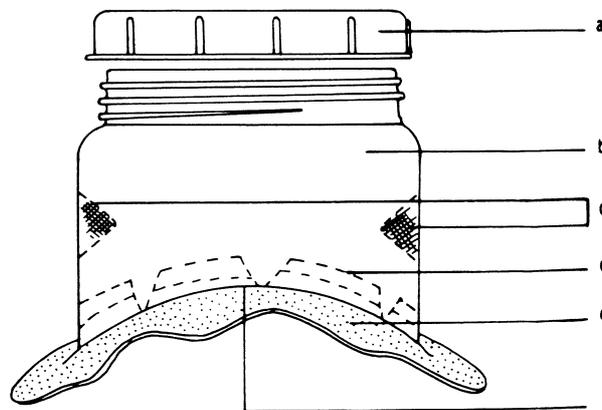


Fig.30 : Schéma du dispositif appliqué sur le dos du lapin
(d'après [48])

- | | |
|---|-------------------------------|
| a- Couvercle avec orifices de ventilation | e- Anneau de fixation |
| b- Container plastique de 9 cm de diamètre | f- Bord découpé du container. |
| c- Toile recouvrant des orifices de ventilation | |
| d- Languettes de l'anneau collées au plastique | |

Le couvercle et les parois sont percés de trous recouverts par des morceaux de toile afin de permettre la ventilation de la boîte.

Le tube de verre dans lequel sont contenues les tiques est placé dans la boîte puis ouvert ; le bouchon est laissé à l'intérieur puis le couvercle de la boîte est vissé et entouré de ruban adhésif, en particulier lorsqu'il s'agit de larves. Le tube et son bouchon peuvent être retirés de la boîte deux jours après.

* Repas sur les oreilles du lapin

Une autre technique consiste à placer les *Ixodes ricinus* sur les oreilles du lapin.

Les oreilles sont placées dans un sac de toile contenant les tiques à jeûn ; on peut utiliser un sac recouvrant les deux oreilles ou un sac par oreille [48][43]. Des chaussettes font également très bien l'affaire [7].

Les sacs de toile sont fermés à la base de l'oreille par du ruban adhésif type *Elastoplaste ND* ou à l'aide d'une colle dont HADANI précise la composition (oxyde de zinc 15%, gélatine 20%, glycérine 20%, eau ; 1969, [43]).



Fig.31 : Dessin d'un dispositif entourant les deux oreilles d'un lapin (d'après [48])

Il est prudent de ne pas trop serrer l'*Elastoplaste*, sinon l'oreille risque de devenir oedémateuse au détriment du repas des tiques [5].

Pour mettre en place les tiques (si elles ne sont pas déjà dans le sac), on glisse dans le sac de toile le tube de verre les contenant ; après avoir fermé le sac, on enlève le bouchon du tube de verre à travers la toile. Tube et bouchon seront retirés du sac 24h plus tard.

De nombreux auteurs mentionnent l'utilisation de la collerette pour éviter que le lapin n'abîme le dispositif [48][5] ; certains fixent même l'extrémité des sacs à la collerette [5].

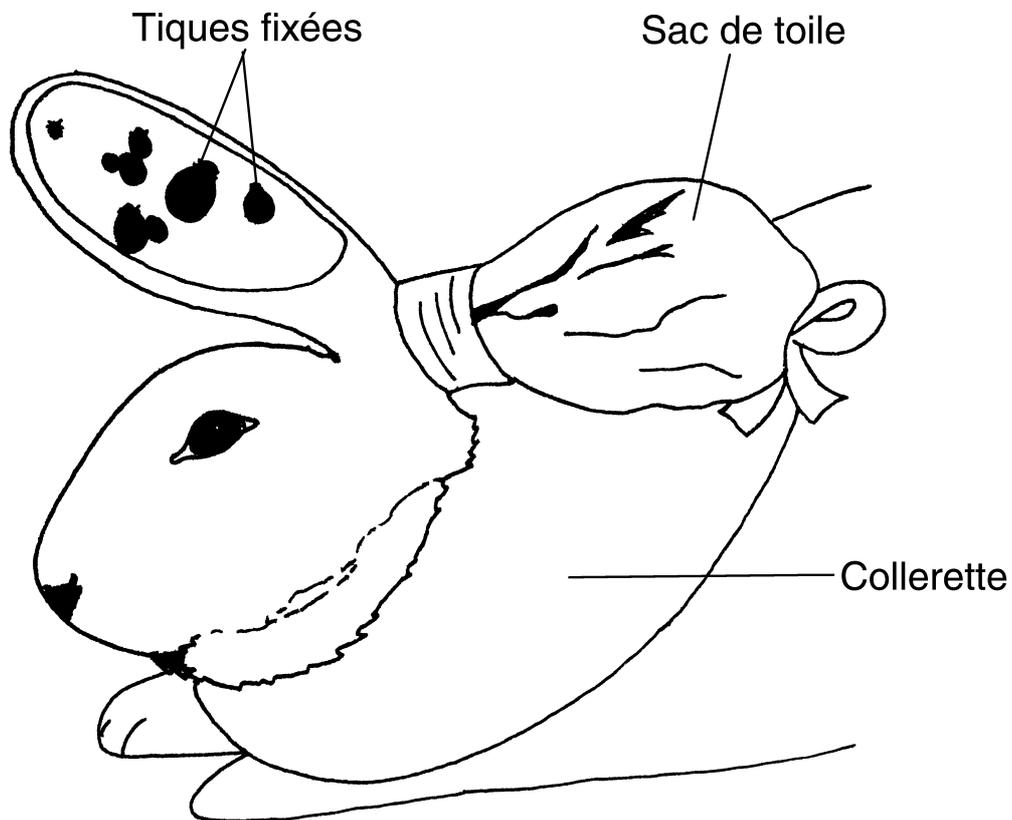


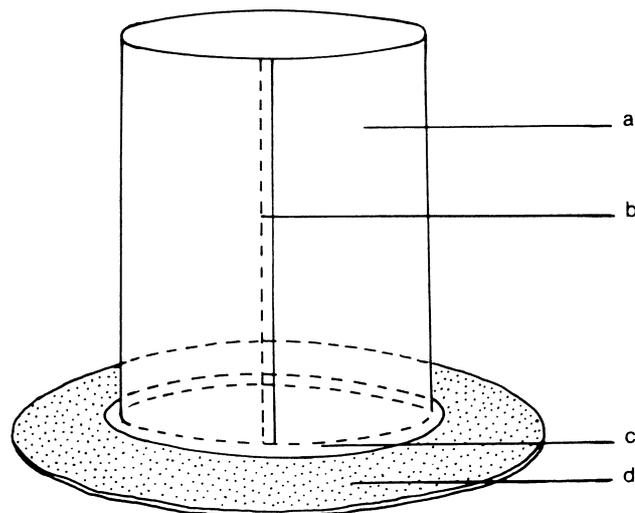
Fig.32 : *Dispositif en place sur une oreille de lapin, la collerette fixée aux sacs de toile et des tiques gorgées fixées sur l'autre oreille (d'après [5])*

Les sacs permettent d'éviter la fuite des tiques et de faciliter leur récolte : quelques jours après le début du repas, les sacs sont retirés et inspectés deux fois par jour afin de récolter les tiques détachées [7]. Si ces dernières ne sont pas sorties assez rapidement, elles risquent d'être endommagées (en particulier au niveau des pattes) par les frottements entre l'oreille et le sac [5].

b) Repas sur le mouton

*** Repas sur le dos du mouton**

Cette technique consiste à raser une petite surface du dos du mouton afin de pouvoir coller à même la peau un dispositif de toile dans lequel va être placé le récipient contenant les tiques.



- (a) Etoffe épaisse cousue en forme de tube
- (b-c) Coutures
- (d) Anneau faisant la base du dispositif et collé sur la peau du mouton

Fig.33 : Schéma du dispositif utilisé chez le mouton (d'après [48])

L'ensemble est fixé sur la peau du mouton par l'intermédiaire d'un anneau et d'une colle (« Genkem ») ; 24h sont nécessaires pour que la colle sèche et que l'ensemble soit bien fixé.

Le récipient contenant les *Ixodes ricinus* est placé à l'intérieur du sac de toile qui est alors refermé à l'aide d'un élastique de castration (mis en place avec l'applicateur approprié). Le récipient est ouvert à travers la toile puis est retiré avec son bouchon deux jours plus tard, lorsque les tiques sont fixées [48].

*** Repas sur d'autres parties du corps du mouton**

Certains ont essayé de nourrir des tiques sur les oreilles du mouton: une technique semblable à celle utilisée chez le lapin est alors employée pour disposer des sacs de toile autour de chaque oreille [8].

D'autres localisations ont été testées comme les membres.

c) Repas sur le veau

*** Repas sur le corps du veau**

Le dispositif à mettre en place sur le veau ressemble fort à celui que l'on installe sur le mouton : il s'agit de capsules collées sur la peau des flancs, généralement en arrière de l'épaule [43]. Elles peuvent être disposées également sur le dos.

Un collier est disposé sur le cou du veau pour l'empêcher d'arracher les capsules (voir plus haut).

Il est possible également de disposer les tiques sur le corps du veau le long du rachis [10].

*** Repas sur les oreilles du veau**

Certains auteurs emploient les mêmes sacs de toile que ceux décrits précédemment. Avant de les mettre en place, il faut couper les longs poils et laver méticuleusement à l'eau et au savon le pavillon de façon à éliminer cérumen et impuretés. Cela doit être fait quatre jours de suite,

puis il est nécessaire d'attendre quelques jours avant de déposer les tiques pour que les sécrétions naturelles se reforment [5].

*** Repas sur le scrotum du veau**

La méthode s'est révélée laborieuse et s'est souvent soldée par des échecs [43].

*** Repas sur la queue du veau**

d) Repas sur micromammifères

On met rarement des dispositifs en place sur les micromammifères : on permet le repas par une immobilisation plus ou moins complète de l'hôte pendant une certaine durée au moyen de divers procédés (voir plus haut).

Cependant il est possible de mettre en place de petites capsules contenant les parasites sur le dos de ces hôtes, entre les épaules, après avoir rasé une surface de 1,5 cm de diamètre sous anesthésie générale (à l'halothane ou à la kétamine)[53].

III.2.2.2. Elevage in vitro

III.2.2.2.1. Utilisation d'une membrane artificielle

Les membranes artificielles ont été utilisées pour la première fois en 1912 pour élever des glossines [87] ; depuis, une multitude de procédures ont été imaginées pour élever divers Arthropodes hématophages (moustiques, mouches, puces...[19]).

La technique est simple : la membrane mime la peau d'un hôte et le parasite piqueur la traverse avec ses pièces buccales pour prélever le sang placé derrière celle-ci.

a) Description de la membrane

Les membranes artificielles sont de deux types ; il existe :

- **les membranes biologiques**, faites de tissu vivant : peau ou intestin de mammifère (souris, rat, poulet, lapin [19], porc [88]), aile de chauve-souris (MANGO et GALUN, 1977), membrane de la chambre à air d'un oeuf embryonné de poulet [19]...

- **les membranes synthétiques** : elles sont constituées de parafilm ou de silicone [88]. Certaines sont composées à 95% de silicone auxquels sont ajoutés 5% d'agents durcisseurs [112]. OSBORNE utilise comme matière première de fabrication l'Expandite Silicone Sealant 33 [88].

Les membranes naturelles sont de moins en moins utilisées car elles présentent quelques inconvénients par rapport aux membranes synthétiques : elles sont difficiles à préparer, difficilement réparables quand elles sont endommagées et peu réutilisables entre deux séries de tiques car trop fragiles [88].

En revanche les membranes de silicone peuvent être produites aisément en une vingtaine de minutes [88] (sauf si l'on décide d'ajouter des agents durcisseurs), peuvent se réparer in situ sans déranger les tiques qui se gorgent, peuvent être stérilisées et réutilisées de nombreuses fois [88]. De plus, le coût de revient est peu élevé.

L'épaisseur de la membrane est fondamentale et conditionne le succès de l'entreprise : elle doit être adaptée à la longueur du rostre d'*Ixodes ricinus*. Il est plus facile de réaliser une membrane fine avec de la silicone qu'avec du tissu vivant.

Tabl.19 : *Épaisseur minimale de membrane pouvant être obtenue à partir de matière première naturelle ou synthétique (d'après [88])*

	<i>Membrane naturelle</i>	<i>Membrane synthétique</i>
Épaisseur minimale pouvant être obtenue	Peau de porc : <i>0.017 in.</i> soit 0.43 mm	Silicone : <i>0.002 in.</i> soit 0.05 mm
	Peau de poule : <i>0.006 in.</i> soit 0.15 mm	

Pour gorger la femelle d'*Ixodes holocyclus*, STONE utilise une membrane de 0,5mm d'épaisseur ($\pm 0,05\text{mm}$) pour une longueur de rostre égale à 0,7mm ($\pm 0,05\text{mm}$) [112].

b) La nature du repas

Du sang est mis à disposition des tiques de l'autre côté de la membrane : OSBORNE utilise du sang de porc pour gorger *Ornithodoros moubata* [87]. Pour *Ixodes ricinus*, on pourra utiliser du sang de mouton, de veau ou de lapin.

Le sang est hépariné ou défibriné puis est maintenu à 40° environ dans une chambre de verre, à la disposition des tiques [88].

Certains auteurs ajoutent systématiquement au sang distribué des antibiotiques large spectre et des antifongiques : streptomycine, néomycine et pénicilline à 100 UI/mL, ajoutés à de la mycostatine à 50 UI/mL [87]. Ils remarquent que l'addition de telles substances permet de diminuer nettement la mortalité des tiques observée après le repas, mais aucun germe ni

champignon pouvant être responsable de cette mortalité n'a été recherché. Il semble qu'il s'agisse d'agents de contamination du sang lors de son stockage [87] ; il est donc préférable, selon OSBORNE, de prodiguer aux tiques du sang frais, la mortalité s'accroissant lorsque l'âge du sang augmente (même s'il est conservé à - 20° C avec des antibiotiques et des antifongiques)[87].

Diluer le sang mis à disposition fait diminuer le taux de mues réussies après le repas [87].

Limiter le temps de gorgement paraît judicieux : il semblerait en effet qu'il existe une durée du repas au-delà de laquelle le taux de mortalité augmente de façon très nette [87]. Pour *O. moubata*, ce temps est de 14 minutes.

STONE, COMMINS et KEMP [112] ont montré qu'il est possible de nourrir *Ixodes holocyclus* avec des solutions nourricières autres que le sang : des essais ont été faits sur des lots d'*Ixodes holocyclus* à jeûn ainsi que sur des lots mis préalablement à gorger pendant 72h sur des souris. A la solution nourricière, dont la composition est décrite ci-dessous, divers additifs ont été ajoutés afin d'étudier leur influence sur le gorgement de la tique.

Tabl.20 : *Composition du milieu nourricier (d'après [112])*

Milieu de culture TC 199- Commonwealth Serum Laboratories (CSL)
Solution DGP pour milieu 199 (1,5mL/1000mL de TC 199)
Solution glucosée 10%
Benzylpénicilline (sel de Na) 650 UI/MI
Streptomycine (sulfate) 650 mg/L
NaHCO ₃ (0,33 M)

Additifs testés : sérum foetal de veau (FCS), sang de chien défibriné (DDB), hémoglobine bovine (Hb).

Les résultats obtenus avec les différents additifs sont reportés dans les tableaux suivants (pages 124, 125 et 126).

Remarque : L'ajout de sérum de veau foetal semble améliorer l'espérance de vie et le poids de gorgement.

Le meilleur compromis entre bon poids de gorgement et espérance de vie intéressante est obtenu en nourrissant pendant 92h les tiques sur des souris puis en les laissant 48 ou 70h sur une membrane avec du TC 199 + 20% de sérum de veau.

Tabl.21 : Effets de l'ajout de divers additifs dans le milieu nourricier de femelles *I. holocyclus* à jeûn nourries à travers une membrane siliconée (d'après [112])

Nombre de tiques fixées	Durée du repas (h)	Nombre de tiques survivant après le repas	Poids initial moyen (mg)	Poids final moyen (mg)	Poids final attendu lorsque les tiques sont nourries sur souris (mg)	% du poids final attendu	Gain de poids moyen ($\mu\text{g/h}$)
27	92	7 (26%) §	4,1 +/-0,4	13,2 +/-2,7	27	49	99 +
<u>+10% FCS</u>							
9	312	1 (9%)	4,4 +/-0,3	32,8	-	-	-
78	92	45 (58%) §	4,9 +/-0,1	11,4 +/-2,2	27	42	71 +
<u>+20% FCS*</u>							
18	192	1 (12%)	4,9 +/-0,1	17,8	-	-	-

* Solution DGP (1 ml/l) ajoutée à une solution de NaHCO_3 0,33M (30 ml/l)

FCS : sérum de veau foetal

§ : différence significative ($\chi^2 = 8,10$, $p < 0,01$)

+ : pas de différence significative

Tabl.22 : Effet de l'ajout de divers additifs dans le liquide nourricier de femelles *I. holocyclus*

nourries au préalable pendant 72h sur souris puis sur membrane siliconée pendant 92h (d'après [112])

	Nb de tiques fixées	Nb de tiques survivant après le repas	Poids initial moyen (mg)	Poids final moyen (mg)	Gain de poids moyen (µg/h)
<i>Pas d'additif</i>	58	17 (29%)	10,9 +/-2,2	14,7 +/-4,2	41
+ 10% FCS	13	8 (62%)	9,8 +/-3,0	24,0 +/-16,0	155
+ 20% FCS	57	43 (75%)	9,2 +/-2,0	35,2 +/-24,0	283
+ 30% FCS	14	5 (36%)	10,8 +/-1,7	58,5 +/-31,5	518
+ 20% FCS , <i>sol.tampon, NaCl,</i>	183	75 (40%)	12,4 +/-2,7	53,2 +/-32,8	448
25% DDB					
<i>Idem que ci-dessus</i>	60	15 (25%)	11,9 +/-2,6	59,5 +/-44,2	517
<i>avec 15% DDB</i>					
+ 20% FCS , <i>solution</i>	482	205 (42%)	9,9 +/-2,4	23,6 +/-16,2	149
<i>tampon et NaCl</i>					
<i>Idem que ci-dessus</i>	11	8 (73%)	7,6 +/-2,1	14,7 +/-8,0	77
<i>avec 6% Hb</i>					

FCS : sérum de veau foetal

Hb : hémoglobine bovine

DDB : sang défibriné de chien

Tabl.23 : *Effet de l'ajout de divers additifs dans le liquide nourricier de femelles I. holocyclus nourries préalablement 72 ou 92h sur souris puis jusqu'à 200h sur la membrane siliconée (d'après [112])*

	Repas préalable sur souris (h)	Nb de tiques fixées	Repas sur le milieu nourricier (h)	Nb de tiques survivant au repas	Poids initial moyen (mg)	Poids final moyen (mg)	Gain de poids moyen (µg/h)
<i>10% FCS</i>	72	8	120	5 (62%)	10,5	27,9 +/-16,2	145
<i>20% FCS</i>	72	24	200	3 (13%)	8,0 +/-2,2	192,5 +/-86,9	922
<i>20% FCS + sol.</i>	72	11	72	9 (82%)	10,3 +/-3,1	14,9 +/-4,8	64
<i>tampon + 6%Hb</i>							
<i>20% FCS + sol.</i>							
<i>tampon + 25%DDB</i>	72	60	168	6 (10%)	11,7 +/-2,6	118,9 +/-47,8	638
<i>Idem que ci- dessus en rajoutant 25% DDB</i>	72	30	120	5 (17%)	13,0 +/-3,0	116,7 +/-89,3	864
<i>20% FCS</i>	92	27	48	21 (78%)	12,9 +/-2,2	25,1 +/-15,5	254
<i>20% FCS</i>	92	42	70	21 (50%)	12,7 +/-5,7	38,5 +/-24,4	368

FCS : sérum de veau foetal

Hb : hémoglobine bovine

DDB : sang défibriné de chien

c) Le dispositif permettant le repas

Il comprend un cylindre de verre où sont placées les tiques, la membrane artificielle et une chambre destinée à contenir le sang (voir photo page suivante).

La membrane est fixée à la chambre contenant le sang par un élastique. Une seconde chambre contenant de l'eau chauffée à 42°C ($\pm 1^\circ\text{C}$) entoure la précédente afin de tenir le repas aux alentours de 40°C. Les tiques sont placées sur la membrane et recouvertes d'un cylindre de verre empêchant leur fuite [88]. L'ensemble est fixé sur un pied type pied de burette.

Dès que les tiques sont fixées, l'appareil est retourné pour éviter qu'un vide ne soit créé dans le récipient de sang au cours du repas. Il est nécessaire, à intervalles de quelques minutes, d'appuyer doucement sur la membrane pour remettre les cellules sanguines en suspension [88].

Les tiques gorgées tombent sur un papier absorbant puis sont récoltées.

Une autre méthode consiste à placer les capsules contenant les tiques et leur milieu nourricier (séparés par une membrane) sur une plaque chauffante, une pompe permettant d'alimenter régulièrement les capsules en liquide de nutrition [112].

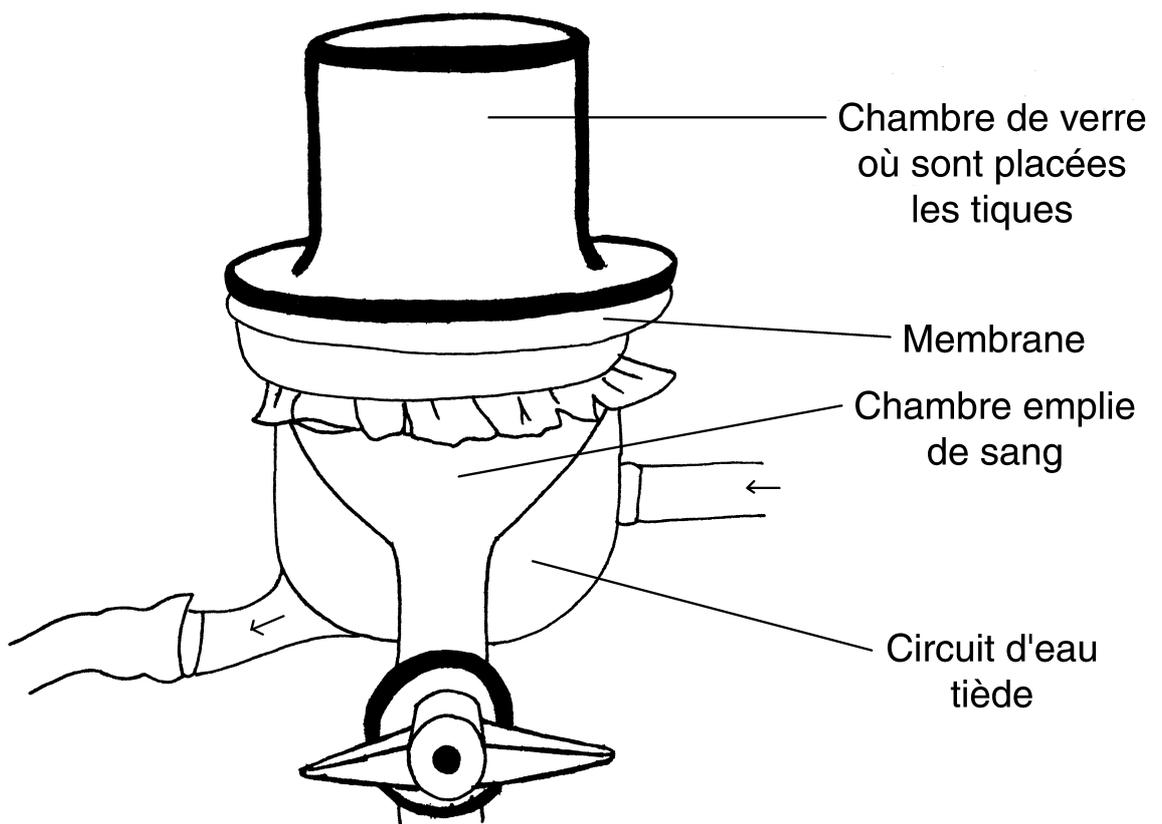


Fig.34 : *Dispositif utilisé pour nourrir des tiques sur une membrane artificielle
(d'après [88])*

Il semblerait que l'utilisation des membranes artificielles pour l'alimentation des tiques offre plusieurs avantages :

- elle permet de s'affranchir de l'élevage des hôtes
- elle a un coût de revient peu élevé.

Cependant elle présente quelques inconvénients :

- à la première utilisation de la membrane, seulement 55% des tiques se fixent lorsqu'elles sont mises à son contact, alors que sur un hôte 95% commencent leur repas [87]. Puis dès que la membrane est contaminée par le fluide coxal (sécrété par la tique pendant le repas), le taux de fixation augmente et rejoint celui atteint sur un animal [87].
- il semble que le taux de croissance des tiques nourries artificiellement ne soit pas aussi élevé que celui des tiques nourries sur hôtes : STONE constate que seulement 49% du poids attendu d'*I. holocyclus* est atteint in vitro [112]. Le résultat est meilleur lorsque *I. holocyclus* est mise à gorger préalablement 72 à 92h sur souris avant d'être placée sur la membrane, mais reste en-dessous des performances obtenues sur un hôte [112].

III.2.2.2. Utilisation de tubes capillaires

Cette méthode est essentiellement utilisée lors d'études sur la transmission d'agents pathogènes : elle permet en effet de faire ingérer à la tique une quantité connue de solution infectieuse, mais en revanche ne permet pas le gorgement complet de celle-ci qui doit être placée ensuite sur un hôte pour terminer son repas (BURGDORFER, [19]).

a) Le matériel

Les tiques sont placées dans une sorte de pâte à modeler afin d'être immobilisées. Des tubes capillaires de verre pour microhématocrite, de dimensions 35 × 1,1mm, sont utilisés. Les tubes sont maintenus verticaux grâce à de la pâte à modeler.

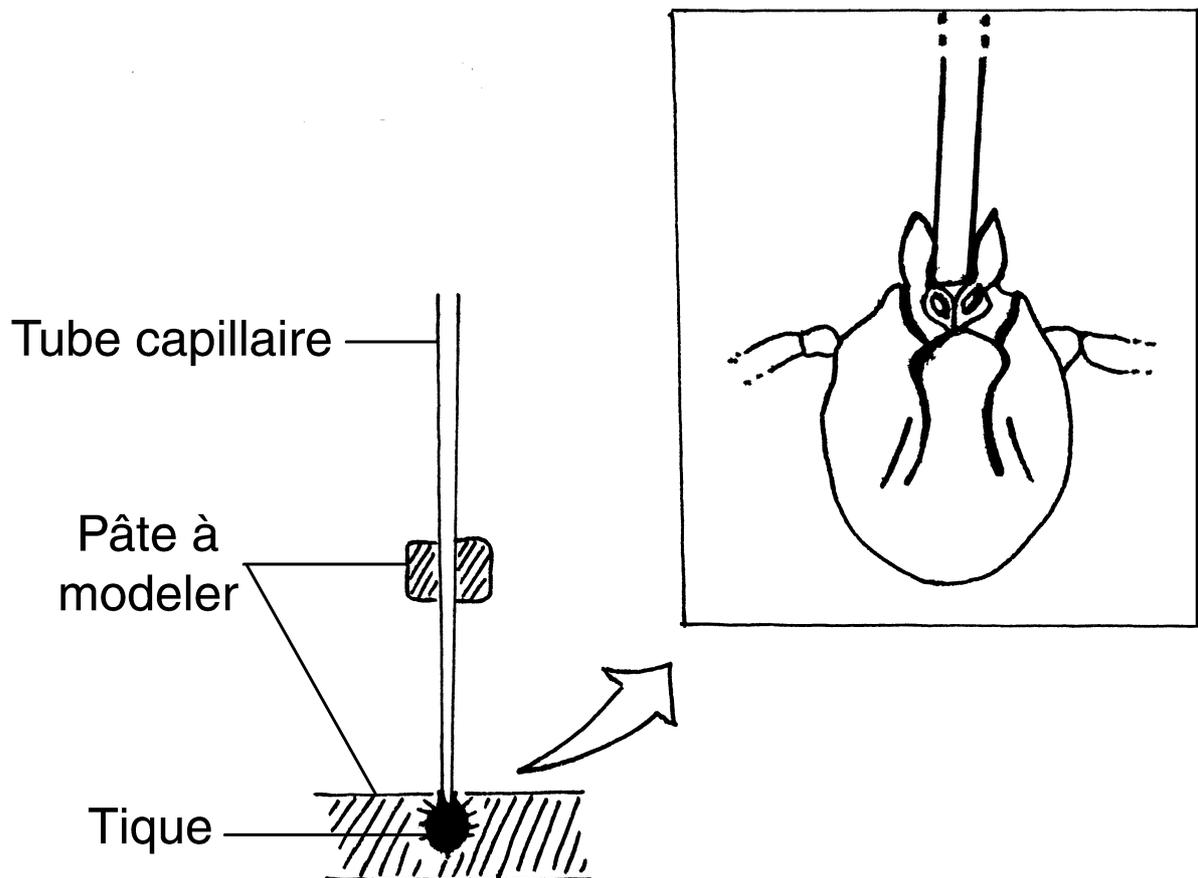


Fig.35 : Dessin d'un dispositif utilisant des tubes capillaires pour assurer l'alimentation de femelles adultes de *Dermacentor andersoni* (d'après [19])

b) La méthode

Les tubes sont emplis de solution infectieuse par capillarité puis l'extrémité la plus fine est introduite dans l'hypostome. La suspension peut être du sang hépariné ou du sérum de veau ajouté à des globules rouges [94].

Le repas à température ambiante dure 4 à 6h [19], pendant lesquelles chaque tique ingère 0,01 à 0,03mL de suspension.

Les tiques sont ensuite placées dans un incubateur, puis sur un hôte 14 jours après afin de terminer leur repas [19].

Cette méthode présente de nets avantages dans le cadre d'expériences sur la transmission de maladies :

- elle permet de s'affranchir de l'élevage d'hôtes infectés donneurs de sang
- elle permet de contrôler la dose infectieuse inoculée
- elle permet de gagner du temps : lorsque l'on infecte une nymphe par exemple, il suffit d'attendre 14 jours avant de la placer sur un hôte pour qu'elle transmette la maladie. Avec les méthodes habituelles, il faut attendre nécessairement le stade adulte pour qu'elle transmette la maladie [19].

III.2.3. L'élevage des stades libres

Une fois le repas terminé et *Ixodes ricinus* gorgée, il faut assurer un stockage adéquat de la forme libre avant le prochain repas. Des conditions physico-chimiques adaptées permettront une survie longue d'*Ixodes ricinus* au laboratoire ainsi que le bon déroulement des mues et de la ponte.

III.2.3.1. Choix des paramètres de température, d'humidité et de photopériode

**** Température et humidité***

Deux types de solutions sont possibles : l'élevage à température du laboratoire [38][57][6][69] (aux alentours de 18-20°C en général) ou l'élevage en incubateur à des températures plus élevées [110][7], pouvant aller jusqu'à 28°C [23].

Pour un même taux d'humidité, l'augmentation de température diminue la durée des phases du cycle (ex : durée de la préonte [20][80]) et augmente le taux de mues réussies [24]. Cependant cette affirmation se vérifie jusqu'à certaines valeurs de température au-delà desquelles l'éclosion des oeufs est inhibée [55] : chez *Ixodes acutitarsus*, moins d'oeufs éclosent à 27,5°C qu'à 25°C, et aucune éclosion ne se produit à 30°C. Pour *Ixodes ricinus*, la température maximale employée en élevage est de 28°C ; les individus qui ne sont pas immédiatement utilisés peuvent être conservés à la température de la pièce (20°C) [5].

Ixodes ricinus a besoin d'un fort taux d'humidité pour ne pas être victime de la dessiccation ; les larves et les oeufs sont les stades les plus fragiles. Il convient de fournir aux trois stades un air saturé en eau ou du moins dont le taux d'humidité dépasse les 90%.

Les tableaux suivants montrent l'influence de la température et de l'hygrométrie sur le pourcentage de mues réussies et la durée de la mue chez trois espèces de tiques au stade larvaire [46] : *Haemaphysalis longicornis*, *Ixodes holocyclus* et *Rhipicéphalus sanguineus*.

Tabl.24 : Effets de la température et du degré d'hygrométrie sur le pourcentage de mues réussies chez les larves de trois espèces de tiques (d'après [46])

Remarque : les chiffres entre parenthèses mentionnent le nombre d'échantillons de larves utilisés pour établir les moyennes.

Espèces	Effets de la température (°C)									
	15	18	25	28	32	35	38	41	44	
<u>H. longicornis</u>	6,1 (2)	39,7 (6)	67,6 (6)	81,6 (16)	64,1 (11)	40,2 (7)	14,4 (7)	0 (2)	0 (2)	
Hygrométrie(%)	96-98	94-98	94-98	94-98	94-98	94-98	94-98	98	98	
<u>R. sanguineus</u>	ND	95,4 (3)	97,4 (6)	97,9 (7)	98,6 (8)	99,3 (3)	80,7 (6)	ND	0 (1)	
Hygrométrie(%)		94-98	80-98	75-98	65-98	92-98	50-98		98	
<u>I. holocyclus</u>	ND	17,7 (7)	40,5 (6)	37,9 (10)	0 (4)	ND	ND	ND	ND	
Hygrométrie(%)		96-98	96-98	96-98	98					
	Effets de l'hygrométrie (%)									
	98	96	94	92	90	85	80	75	65	50
<u>H. longicornis</u>	80,5 (19)	56,2 (17)	17,2 (17)	3,7 (9)	0 (2)	0 (4)	0 (2)	ND	ND	ND
Température °C	18-38	18-38	18-38	25-35	25-28	25-32	28			
<u>R. sanguineus</u>	84,6 (7)	90,0 (1)	97,9 (6)	98,8 (5)	99,5 (4)	98,5 (4)	98,7 (3)	97,9 (2)	88,0 (1)	0 (1)
Température °C	18-44	18	18-38	25-38	25-38	25-38	25-32	28-32	32	38
<u>I. longicornis</u>	55,9 (13)	1,0 (10)	0 (1)	0 (1)	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Température °C	18-28	18-28	28	28						

ND : non déterminé

Tabl.25 : Effets de la température et du degré d'hygrométrie sur la durée de la mue pour trois espèces de larves (d'après [46])

Espèces	Effets de la température (°C)									
	15	18	25	28	32	35	38			
<u>H. longicornis</u>	31,0 (1)	23,5 (4)	11,8 (6)	9,4 (16)	9,0 (11)	8,8 (6)	8,7 (4)			
Temps (jours)	-	21-26	9-13	8-12	7-13	8-11	7-10			
<u>R. sanguineus</u>	ND	35,0 (3)	9,0 (6)	7,4 (7)	5,0 (8)	4,0 (3)	4,0 (6)			
Temps (jours)		33-38	8-10	7-8	5	4	4			
<u>L. holocyclus</u>	ND	43,5 (4)	21,7 (3)	20,7 (9)	NS	ND	ND			
Temps (jours)		41-47	20-23	18-35	-					
		Hygrométrie (%)								
		98	96	94	92	90	85	80	75	65
<u>H. longicornis</u>	10,4 (19)	11,9 (16)	13,4 (12)	11,8 (4)	NS	NS	NS	NS	ND	ND
Temps (jours)	5-31	6-26	6-14	8-15	-	-	-	-	-	-
<u>R. sanguineus</u>	10,0 (7)	38,0 (1)	10,3 (6)	5,8 (5)	6,2 (4)	6,5 (4)	7,0 (3)	6,0 (2)	5,0 (1)	
Temps (jours)	4-34	-	4-33	4-8	4-9	4-9	5-9	5-7	-	
<u>L. holocyclus</u>	27,9 (13)	33,7 (3)	NS	NS	ND	ND	ND	ND	ND	
Temps (jours)	18-47	33-35	-	-						

ND : non déterminé

NS : n'ayant pas survécu

**** La photopériode***

Peu de données sont établies à propos de l'influence de la lumière sur le cycle d'*Ixodes ricinus* et des tiques en général.

Certains auteurs affirment que la lumière inhibe la ponte, d'autres déclarent que si température et humidité ont une action certaine sur cette dernière, la lumière quant à elle n'intervient pas [9].

Selon les auteurs, *Ixodes ricinus* peut être élevée dans l'obscurité [69][50] ou avec une alternance de lumière et d'obscurité : 18h/6h [26] (le premier chiffre évoque la durée de la phase claire), 16h/8h [61][108], 14h/10h [89].

III.2.3.2. Le matériel d'élevage

Les tiques gorgées tombent de leur hôte et sont récoltées au moyen de diverses techniques décrites plus haut : cages avec double fond recouvert d'eau, sac de toile autour des oreilles, linges enveloppant l'hôte...

Elles vont maintenant être déposées dans des tubes placés dans des chambres d'élevage où règnent les conditions requises pour la poursuite du cycle.

III.2.3.2.1. Les tubes de verre pour la conservation à température ambiante

Beaucoup d'auteurs utilisent des tubes de verre aménagés pour conserver *Ixodes ricinus* ou pour simplement en faire un milieu de transport adapté pouvant circuler facilement par La Poste sans que les individus ne soient abîmés.

Les tubes sont partiellement remplis d'eau puis soit bourrés de coton jusqu'à absorption de cette eau [23], soit remplis de tampons de gazes dont l'extrémité inférieure est immergée dans l'eau [43].

Les tubes sont bouchés par du coton enveloppé dans une couche de gaze.

On peut également réaliser un milieu de conservation adéquat en plaçant le coton au-dessus de l'eau [73] (voir schéma ci-dessous), il sera imbibé par capillarité.

METIANU propose deux types de tubes [73] :

- un tube de grande taille pour la conservation des tiques à long terme (18cm de long sur 1,7cm de large)

- un tube de petite taille à parois épaisses pour le transport des tiques (10cm de long sur 1,5cm de large).

La mise en place des couches de coton nécessite un petit entraînement : en effet le coton doit être suffisamment comprimé pour entrer en contact intime avec la paroi du tube de manière à ce que l'eau ne s'écoule pas sur le côté.

METIANU a pu conserver dans ces conditions des *Ixodes ricinus* vivants pendant 10 à 12 mois sans avoir à les changer de tube. Il rappelle qu'il est préférable de conserver les tubes à l'horizontale afin que l'eau rest toujours en contact avec le coton [73].

Les tubes sont conservés dans des chambres d'élevage où ne doivent régner ni courants d'air, ni lumière directe du soleil, ni variations extrêmes de température [48]. BAILEY déclare que des températures variant entre 17 et 22°C conviennent [5].

Le traitement préalable de cette pièce avec un insecticide ou le simple stockage de telles substances est à proscrire [5].

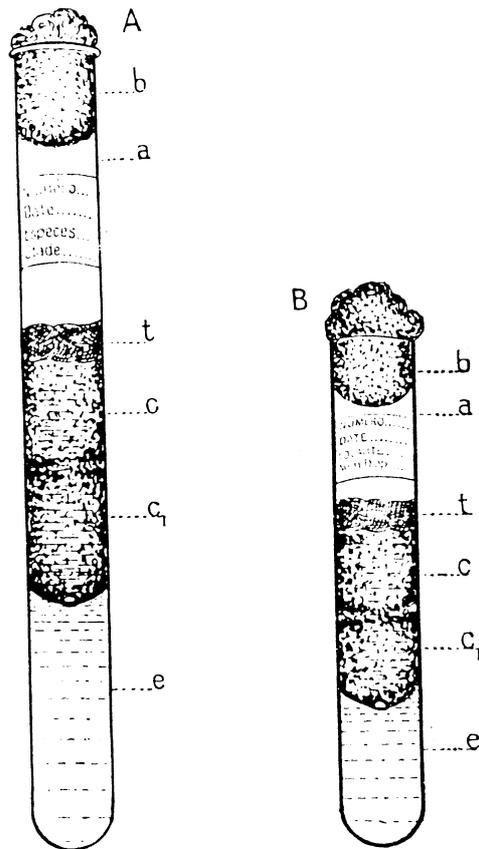


Fig. 36 : Schéma représentant les tubes de verre aménagés
par METIANU (d'après [73])

A) Grand tube d'élevage

- a- Chambre d'air (5cm)
- b- Bouchon
- c- Premier coton imbibé d'eau (2,5cm)
- c1- Deuxième coton imbibé d'eau (2,5cm)
- t- Couche de gaze (1cm)
- u- Colonne d'eau (6 à 6,5cm)

B) Tube de transport

- a- Air (3 à 3,5cm)
- b- Bouchon
- c et c1- Cotons, au total 2,5cm
- t- Gaze (0,5cm)
- e- Eau (2,5cm)

III.2.3.2.2. L'utilisation d'un incubateur pour l'élevage

Un incubateur est un caisson fermé isolé et thermostaté. Il est indispensable pour l'élevage et n'a pas besoin d'être très élaboré : un simple placard bien isolé ou un vieux réfrigérateur peuvent suffire, dans lesquels on aménage des étagères [5].

Les échantillons de tiques peuvent alors être élevés à la température désirée, qui va de 22 à 28°C selon les auteurs.

Les tiques sont placées dans des tubes secs, le taux nécessaire d'humidité dans l'incubateur étant assuré par d'autres sources d'eau.

Différents types de récipients sont utilisés pour stocker les différents stades de tiques :

- oeufs : petits tubes de 1 × 5cm (BAILEY [5])
- larves : tubes de 5cm de long et 2cm de diamètre interne, bouchés par du coton hydrophile.
- nymphes : tubes identiques aux précédents ou boîtes de Pétri de 15cm de diamètre, le fond de la boîte étant recouvert de papier filtre [48]
- adultes : mâles et femelles sont placés dans des tubes séparés par lots de 25 en général. Un court passage dans un réfrigérateur permet de rendre les tiques plus aisément manipulables [48]
- femelles gorgées : elles sont stockées pour la ponte individuellement dans des tubes ou en groupe dans une boîte de Pétri, selon que l'on désire une population de larves homogène ou hétérogène [48].

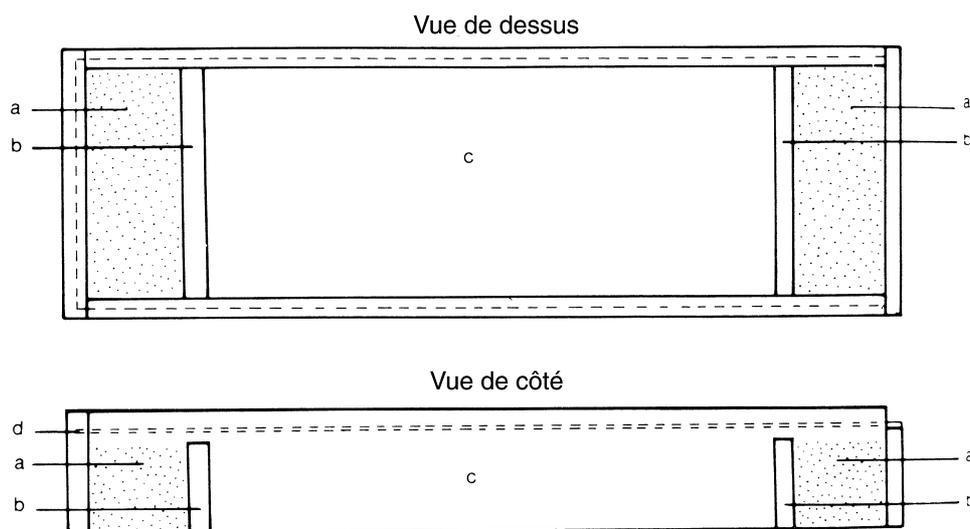
BAILEY [5] place à l'intérieur des tubes une bande de papier filtre pouvant être humidifiée une fois par semaine à l'aide d'une aiguille longue si l'atmosphère est trop sèche.

Pour chaque stade, on peut placer 3 ou 4 tubes décrits précédemment dans un grand tube de verre (30mm de diamètre et 20,5cm de long) bouché par du coton afin de réaliser une barrière de sécurité supplémentaire contre la fuite des tiques.

Chaque tube doit être soigneusement étiqueté. Des caisses de plastique de couleurs différentes peuvent faciliter le repérage des tubes dans l'incubateur [48].

Pour que l'hygrométrie de l'incubateur soit adaptée à la survie d'*Ixodes ricinus*, il faut y stocker de l'eau. Il existe différentes manières de le faire :

- utiliser un atomiseur humidifiant
- utiliser des solutions salines saturées en certains sels : le chlorure de sodium (peu cher, facile à trouver), phosphate de calcium, carbonate de calcium, hydroxyde de potassium,...[48], sulfate de magnésium [69][53], KH_2PO_4 [89], K_2SO_4 [24].
Ces sels garantissent une hygrométrie stable sur un intervalle de température convenable.
- placer les tubes dans des boîtes en aluminium contenant du sable humidifié une fois par semaine [5]
- créer dans l'incubateur des compartiments destinés à stocker du coton humide remplacé toutes les semaines.



- (a) Compartiments latéraux remplis de coton humide
- (b) Parois internes permettant les transferts d'humidité
- (c) Compartiment de stockage des tiques
- (d) Couvercle coulissant

Fig.37 : Schéma d'un incubateur avec compartiments latéraux remplis de coton humide (d'après [48])

III.2.4. L'hygiène

Le milieu dans lequel est élevée *Ixodes ricinus* est chaud, humide et est souillé par les déjections et les sécrétions de la tique (notamment le fluide coxal sécrété pendant la ponte et l'éclosion).

Toutes les conditions sont donc réunies pour le développement de germes et de champignons dans les tubes de verre.

a) L'entretien du matériel

Les champignons sont la première cause de mortalité en élevage pour BANKS et OLIVER [6]. Ils peuvent croître autour des tiques gorgées et inhiber leur mue [6].

Il est donc prudent de prendre quelques précautions d'hygiène pour éviter la prolifération des microorganismes et de la flore fongique.

Il est possible, mais pas indispensable, de débiter l'élevage avec des tubes stérilisés à l'autoclave ; les tubes sont autoclavés entre chaque lot de tiques si la prolifération fongique est trop importante [73].

Le nettoyage du matériel doit être fait régulièrement au crésol par exemple [43], sans oublier les plateaux de récolte de tiques placés sous les cages des hôtes [43]. On peut réduire considérablement la flore fongique en nettoyant régulièrement le matériel avec de l'eau de Javel 2%.

Les bouts de coton introduits dans les tubes ou servant de bouchons sont respectivement surmontés et enveloppés par un morceau de gaze : il suffit alors de changer régulièrement la gaze souillée par les déjections pour garder des tubes propres [73].

Les microorganismes et les champignons se développent d'autant plus facilement que l'humidité de l'air est importante et la ventilation faible : on peut prévenir le problème en plaçant peu de tiques par tube (HEYNE conseille de ne pas en mettre plus que le tiers de la hauteur du tube [48]) et en se servant de tubes bouchés par du coton à chaque extrémité [48].

On peut limiter le degré d'humidité par :

- le séchage des tiques introduites dans le tube avec du papier filtre
- l'introduction dans les tubes de morceaux de papier filtre propres afin d'absorber les fluides biologiques excrétés par les tiques durant la ponte et l'éclosion.

b) L'hygiène des tiques

On peut tenter de réduire la contamination des tubes en « lavant » les tiques avant de les introduire à l'intérieur :

- HEYNE [48] propose de les tremper dans une solution contenant de l'amphotéricine B (5µg/mL)
- BANKS [7] conseille de plonger les tiques dans une solution d'hypochlorite de sodium à 2% puis de les rincer à l'eau distillée avant de les sécher
- STONE [112] trempe ses tiques dans une solution contenant de la pénicilline et de la streptomycine puis les sèche avant de les déposer sur une membrane artificielle pour leur repas.

III.3. Le déroulement du cycle d'*Ixodes ricinus* en laboratoire

Dans cette partie nous nous attacherons à décrire plus précisément la conduite d'élevage et exposerons dans un second temps quelques données bibliographiques concernant la longueur des différentes phases du cycle d'*Ixodes ricinus* observé en laboratoire.

III.3.1. La conduite d'élevage

Prenons l'exemple d'une femelle gorgée récoltée dans la nature en vue d'élever sa progéniture.

III.3.1.1. L'identification des tiques

Les tiques récoltées dans la nature doivent en première intention être identifiées : la taille de l'acarien et le nombre de paires de pattes donneront des indications sur le stade biologique, et une loupe binoculaire permettra de définir le genre et l'espèce (il faut regarder le rostre surtout pour la diagnose du genre, puis quelques autres particularités morphologiques pour la diagnose de l'espèce (voir la 2^{ème} partie)).

III.3.1.2. La récolte des oeufs

Les femelles placées dans les tubes adéquats (voir plus haut) commencent à pondre : on peut utiliser soit les tubes remplis d'eau décrits par METIANU (voir III.2.3.2.[73]) qui semblent convenir tout à fait à *Ixodes ricinus* puisque l'auteur a observé que certaines femelles poussaient même pendant le transport par La Poste, soit des tubes secs placés dans un incubateur. Rappelons simplement que plus la température est élevée, plus la ponte commence rapidement [108].

En général, les oeufs apparaissent au bout de 1 à 3 semaines suivant la température ; la ponte est longue, elle peut durer jusqu'à 28 jours [72] ! Il est important de ne pas retirer les oeufs avant la fin de la ponte sous peine de déranger la femelle et de stopper la ponte [5].

Les oeufs sont ensuite récoltés puis introduits en nombre désiré dans de petits tubes (il est plus facile de manipuler des oeufs que des larves) : BAILEY [5] répartit en général la ponte d'une femelle dans trois tubes différents. Il est aussi possible de mélanger les oeufs issus de plusieurs femelles si l'on veut obtenir une population larvaire hétérogène [48].

BAILEY [5] ajoute dans chaque tube un morceau de papier filtre d'environ 1 × 0,75cm qui peut être humidifié et permet d'augmenter la surface du tube. Les oeufs sont très sensibles à la dessiccation [46][9] ; des oeufs vivants restent brillants et adhérents aux parois du tube [5].

L'ensemble est remis dans l'incubateur.

III.3.1.3. Incubation et éclosion des larves

La température a une grande influence sur la durée de l'incubation : plus elle est élevée, plus l'éclosion des larves commence rapidement [108].

L'incubation dure en moyenne 1 mois en incubateur à 24°C. A température ambiante, la durée varie selon les auteurs de 25 jours (POMERANTCEV [90]) à 12 semaines (STANEK [111]). Une durée extraordinairement courte a été obtenue à température ambiante par LAMONTELLERIE [57] : des larves ont éclos après une incubation de 17 jours (l'incubation a eu lieu au mois de Juillet).

Tabl.26 : *Durée de la phase d'incubation des oeufs d'Ixodes ricinus en fonction de la température*

<i>Durée d'incubation (en jours)</i>	<i>Température d'incubation</i>
17-22 [57]	Ambiante (Juillet)
34-39 [72]	Ambiante (Juin-Juillet Roumanie)
8-12 semaines [111]	Ambiante (N.P.)
25 [90]	15-20°C (POMERANTCEV cycle court)
30 [90]	17-21°C
36-64 [50]	22°C
33 [108]	24°C
31-47 [90]	N.P. (Cycle court de BROSSARD)
400 [90]	N.P. (Cycle long de POMERANTCEV)

III.3.1.4. La période de prénutrition larvaire

Elle correspond au temps qui s'écoule entre l'éclosion et le repas larvaire.

On tient compte de deux critères pour savoir si la larve est prête à se gorger ou non [108] :

- de l'existence d'un délai incompressible de 4 jours suivant l'éclosion, qui permet la chitinisation et le durcissement des pièces buccales qui deviennent alors aptes à la ponction.
- de la réponse comportementale à certains stimulus : il suffit de souffler dans le tube (stimulation par le gaz carbonique) et d'approcher un doigt de l'ouverture de celui-ci (stimulation par la perception d'un mouvement) puis de regarder si les mouvements des larves s'accroissent et si elles grimpent rapidement vers le haut du tube [7].

En moyenne, *Ixodes ricinus* se montre prête à se gorger entre 2 et 3 semaines après son éclosion et ce délai ne semble pas dépendre de la température (cf. tableau ci-dessous).

La résistance au jeûne des larves d'*Ixodes ricinus* est impressionnante : 10-11 mois pour SANTOS SILVA [108], jusqu'à 1 an et demi pour POMERANTCEV [90].

Tabl.27 : *Durée de la phase de prénutrition larvaire*

	Durée de prénutrition larvaire	Température	Référence
	6 jours	Ambiante	[72]
	10 jours	15-20°C	[90](Pom. c. court)
	16 jours	17-21°C	[90] (Aeschlimann)
	10 jours	24°C	[108]
	21 jours	NP	[90] (Brossard)
<i>Résistance au jeûne</i>	570 jours	NP	[90] (Pom. c. long)
	10-11 mois	24°C	[108]
	330 jours	Ambiante	[72]

III.3.1.5. Le repas larvaire

* Lorsqu'elles doivent être disposées sur le corps de l'hôte, les larves prêtes à se gorger sont extraites de leur tube : il suffit pour cela de chauffer, à l'aide d'un bec Bunsen, la région du tube d'où l'on désire chasser les tiques puis on secoue le tube [73].

Il faut chauffer le tube à une température raisonnable (40-45°C), qui doit être supportée par la peau de la face dorsale de la main de l'opérateur.

Les tiques sont en général placées sur le corps de l'hôte à l'aide d'un pinceau [7].

* Lorsqu'un dispositif est mis en place sur le corps de l'hôte, le tube est introduit dans le dispositif et n'est ouvert qu'à l'intérieur [48]. Si le dispositif est en toile, on ouvre le tube à travers le sac après l'avoir refermé [48].

Tube et bouchon y sont laissés puis récupérés 24 ou 36h après, une fois les larves fixées.

Le repas larvaire dure en moyenne 4 à 5 jours lorsque les larves sont nourries dès qu'elles en sont capables.

Tabl.28 : Durée du repas de la larve d'*Ixodes ricinus*

Durée du repas en jours	Référence
3	[90] (Pomerantcev cycle court)
6	[90] (Pomerantcev cycle long)
5	[90] (Aeschlimann)
2-3	[90] (Brossard)
2-5	[72]
5-9	[57]
4-7	[108]
2-5	[50]

HONZAKOVA a montré que plus une larve est âgée, plus son repas s'allonge dans le temps [50].

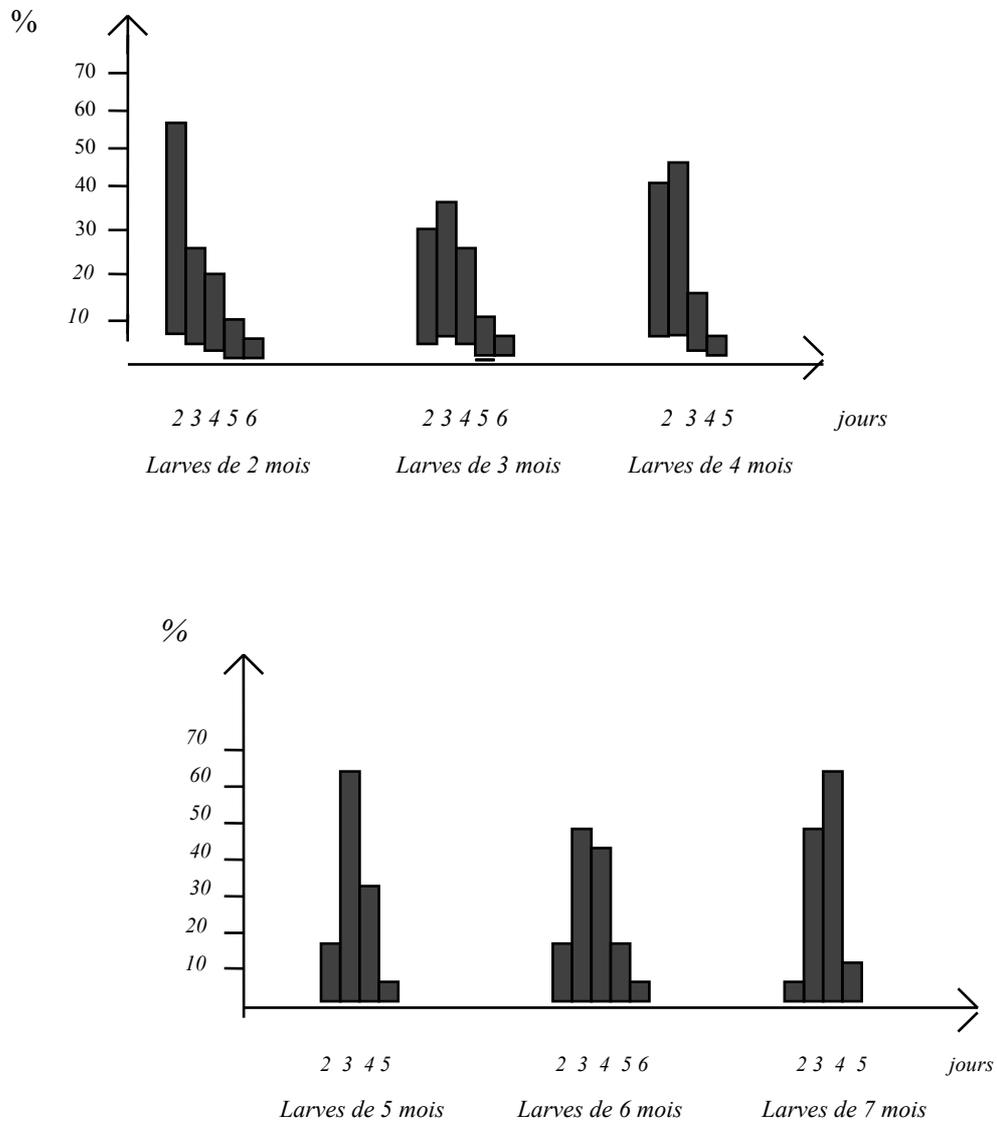


Fig.38 : *Durée du repas larvaire d'Ixodes ricinus selon l'âge de la larve (d'après [50])*

En abscisse : durée du repas de différents groupes de larves âgées de 2 à 7 mois.

En ordonnée : pourcentage de larves gorgées détachées de l'hôte.

III.3.1.6. Récupération des larves gorgées

Comme dit précédemment, les larves gorgées sont récoltées selon la méthode employée soit dans des plateaux recouverts d'eau placés sous les cages des hôtes, soit à l'aide d'un petit aspirateur dans les sacs de toile et les récipients collés sur le dos de l'hôte.

La récolte doit avoir lieu deux fois par jour [7][69] de manière à ce que les tiques tombées ne soient pas endommagées.

Elles sont séchées sur un papier filtre propre, plongées ou non dans une solution antibactérienne et antifongique [7][48][112], de nouveau séchées puis disposées dans de nouveaux tubes de verre. Il est prudent de les répartir dans différents tubes avant la mue car elles sont plus facilement manipulables au stade gorgé [5].

BAILEY en garde une centaine par tube de 1 × 5cm [5] : il compte les larves pour le premier tube puis remplit les autres à vue au même niveau.

Une fiche de suivi devra être remplie pour chaque lot de tubes ; elle pourra être présentée comme ceci :

ELEVAGE DE TIQUES												
V.R.I. Onderstepoort												
Espèce :			Origine :			Réf. :			Groupe N° :			
N°		LARVES			NYMPHES			ADULTES				Remarques
	F N°	Hôte N°	Repas début fin	Date mue	Hôte N°	Repas début fin	Date mue	Hôte N°	Repas début fin	Date ponte	Date éclosion	

Fig.39 : Exemple de fiche de suivi d'élevage (d'après [48])

Les tubes eux-mêmes seront étiquetés soigneusement : l'espèce, le stade biologique, le numéro du lot devront être indiqués.

III.3.1.7. La mue larvaire

La mue de la larve en nymphe commence peu de temps après le repas. La durée de la mue dépend de la température : plus la température augmente, plus elle s'achève rapidement (voir tableau).

Cela peut durer 1 mois si la température se situe entre 15 et 22°C, 10 jours si l'on place les larves d'*Ixodes ricinus* à 24°C dans un incubateur. La transformation en nymphe peut être très longue en période froide.

Tabl.29 : *Durée de la mue de la larve d'Ixodes ricinus en fonction de la température*

Durée de la mue (jours)	Température	Référence
<i>426</i>	NP (Pomerantcev cycle long)	[90]
<i>130-148</i>	Ambiante (Décembre)	[72]
<i>80-101</i>	Ambiante (Février)	[72]
<i>22-25</i>	Ambiante (Juillet)	[72]
<i>41-47</i>	Ambiante	[57]
<i>4-6 semaines</i>	Ambiante	[85]
<i>28</i>	15-20°C	[90]
<i>30-55</i>	17-21°C	[90]
<i>31-224</i>	22°C	[50]
<i>21-25</i>	NP (Brossard)	[90]
<i>10</i>	24°C	[108]

III.3.1.8. Prénutrition, repas et mue de la nymphe

La période de prénutrition nymphale représente le temps qui s'écoule entre la mue larvaire et le repas nymphal.

Le début de la phase de nutrition se repère grâce aux mêmes critères que ceux utilisés chez les larves d'*Ixodes ricinus*.

Seule la durée des différentes phases change par rapport à ce que l'on a décrit plus haut avec les larves : la phase de prénutrition dure environ 3 semaines (2 semaines à 1 mois selon les auteurs).

Comme la larve, la nymphe d'*Ixodes ricinus* est capable de rester très longtemps sans se gorger : 1 an pour SANTOS SILVA [108], 1 an et demi pour POMERANTCEV [90].

Tabl.30 : *Durée de la pré-nutrition nymphale chez Ixodes ricinus*

	Durée de la prénutrition nymphale (jours)	Température	Référence
	8	Ambiante	[72]
	10	15-20°C	[90]
	24-72	17-21°C	[90]
	21	NP (Brossard)	[90]
	28	24°C	[108]
Résistance au jeûn	540	NP (Pom. c.long)	[90]
	12-13 mois	24°C	[108]
	150	Ambiante	[72]

Les nymphes sont disposées de la même façon que les larves sur les hôtes, puis récoltées une fois gorgées.

Le repas nymphal dure en moyenne 4-5 jours.

Tabl.31 : *Durée du repas de la nymphe d'Ixodes ricinus*

Durée du repas (jours)	Référence
<i>3 (Pomerantcev cycle court)</i>	[90]
<i>6 (Pomerantcev cycle long)</i>	[90]
<i>4-7 (Aeschlimann)</i>	[90]
<i>2-6 (Brossard)</i>	[90]
<i>3-6</i>	[72]
<i>6-8</i>	[108]
<i>3-6</i>	[50]

Si l'on ne désire pas placer les mâles simultanément aux femelles sur l'hôte ou si l'on veut compter les mâles que l'on veut mettre en contact avec les femelles, on peut décider de trier les nymphes en plaçant les mâles et les femelles *Ixodes ricinus* dans des tubes différents.

On peut les trier :

- *soit au stade non gorgé* : un passage court au réfrigérateur permet de les rendre moins actives pour les identifier [48].

Le scutum, l'hypostome et le segment II des palpes sont en moyenne plus grands chez les femelles que chez les mâles et le nombre de soies alloscutales est plus important chez les femelles [27].

- *soit au stade gorgé* : le repas et la phase précédant la mue sont plus longs chez la femelle. Le meilleur critère de différenciation entre les deux sexes se révèle être le poids de gorgement : quand il s'agit de nymphes récoltées dans la nature et nourries sur des souris, 98,6% des femelles dérivent de nymphes pesant plus de 3,6mg. Pour des nymphes élevées au laboratoire, 98,4% des femelles obtenues sont issues de nymphes gorgées pesant plus de 3,42mg [27].

BAILEY [5] place 50 à 70 nymphes par tube.

La mue nymphale dure 1 à 2 mois lorsque la température ambiante approxime les 20°C. Elle peut se prolonger considérablement en période plus froide.

Tabl.32 : Durée de la mue nymphale chez *Ixodes ricinus* en fonction de la température

Durée de la mue (jours)	Température	Référence
360	NP (Pomerantcev cycle long)	[90]
221-256	Ambiante (après Août)	[108]
186-213	Ambiante (Novembre)	[72]
103-106	Ambiante (Mars)	[72]
40-86	Ambiante (Juin)	[72]
28-69	Ambiante (Juillet)	[72]
30-40	Ambiante (Mars-Juillet)	[57]
jusqu'à 100	17-21°C	[90]
56	15-20°C	[90]
35-55	22°C	[50]
24-37	NP (Brossard)	[90]
25-27	24°C	[108]

III.3.1.8.1. Phase de prénutrition de l'adulte

Elle correspond à la période précédant le repas de la femelle adulte : 2 semaines à 1 mois et demi sont nécessaires pour que la femelle d'*Ixodes ricinus* soit prête à se nourrir selon les auteurs.

Tabl.33 : Durée de la phase de pré-nutrition de l'adulte chez *Ixodes ricinus*

	Durée de la prénutrition (jours)	Température	Référence
	10	15-20°C	[90]
	12	Ambiante	[72]
	21	NP (Brossard)	[90]
	30	17-21°C	[90]
	48	24°C	[108]
Résistance au jeûn	810	NP (Pom. c.long)	[90]
	283	Ambiante	[72]
	16-17 mois	24°C	[108]

La femelle adulte survit jusqu'à 1 an et demi sans se nourrir pour SANTOS SILVA [108], plus de 2 ans pour POMERANTCEV [90].

III.3.1.9. L'accouplement et le repas de l'adulte

Le repas de la femelle d'*Ixodes ricinus* dure en moyenne 9 jours.

Tabl.34 : Durée du repas de l'adulte chez *Ixodes ricinus*

Durée du repas (jours)	Référence
6	[90] (Pomerantcev cycle court)
14	[90] (Pomerantcev cycle long)
6-14	[90] (Aeschlimann)
6-11	[90] (Brossard)
5-6	[111]
8-20	[108]
6-9	[50]

Il faut que la femelle soit fécondée pour que le repas s'achève : HONZAKOVA a pu remarquer que les femelles fixées pendant plus de 10 jours n'étaient souvent pas complètement gorgées quand elles tombaient de l'hôte et ne pondaient pas [50].

Il existe plusieurs façons de procéder :

- soit on met en contact les mâles avec les femelles sur l'hôte : placés en même temps sur l'hôte, la copulation ne débute cependant que 1 à 2 jours après chez *Ixodes ricinus* [108].

En général, les auteurs placent autant de mâles que de femelles sur l'animal-hôte [8][7][51]. Cependant, un mâle étant capable de féconder plusieurs femelles, on peut les apporter en moins grand nombre : BAILEY [5] place deux mâles pour trois femelles sur les oreilles d'un lapin (12 mâles, 20 femelles).

- soit en mélangeant mâles et femelles dans un tube 24h avant de les placer sur l'hôte [7].

III.3.2. Récapitulatif des données bibliographiques sur la durée des différentes phases du cycle d'*Ixodes ricinus*

Il semble intéressant, au vu des résultats recueillis précédemment, d'élever *Ixodes ricinus* à des températures de 20 à 24°C afin de réduire la durée des différentes phases du cycle biologique.

L'utilisation d'un incubateur permet le maintien de telles températures.

Le tableau suivant récapitule les données bibliographiques disponibles concernant la durée des phases du cycle d'*Ixodes ricinus* à des températures comprises entre 20 et 24°C.

Tabl.35 : Récapitulatif de la durée des différentes phases du cycle d'Ixodes ricinus

	Durée moyenne (en jours)	Durée min et max
<i>Préponse</i>	15	8 - 21
<i>Ponte</i>	24	20 - 28
<i>Incubation des oeufs</i>	34	17 - 84
<i>Prénutrition larvaire</i>	13	6 - 21
<i>Repas larvaire</i>	4,5	3 - 9
<i>Mue larvaire</i>	50	10 - 224
<i>Prénutrition nymphale</i>	23	8 - 72
<i>Repas nymphal</i>	4,5	3 - 8
<i>Mue nymphale</i>	39	24 - 56
<i>Prénutrition de la femelle</i>	24	10 - 48
<i>Repas de la femelle</i>	9	5 - 20
<u>DUREE TOTALE</u>	240 , soit <u>8 mois</u>	Min = 114 , soit <u>3 mois et 3 semaines</u> Max = 591 , soit <u>20 mois</u>

En annexe de ce travail sont présentés des tableaux rassemblant les données de différents auteurs concernant la durée des phases du cycle d'*Ixodes ricinus* (pages 165 à 169).

III.4. Limites et problèmes rencontrés en élevage

III.4.1. La mortalité au cours du cycle

III.4.1.1. Les conditions environnementales

Rappelons que température et humidité sont les deux paramètres- clés à contrôler :

- la température conditionne la vitesse de déroulement du cycle mais n'est pas un élément déterminant pouvant entraîner une hausse de la mortalité.

- l'hygrométrie est le facteur le plus important à maîtriser : *Ixodes ricinus* se développe aisément lorsque le taux d'humidité est proche de 100% ; les formes d'*Ixodes ricinus* les plus fragiles sont les oeufs et les larves et leur taux de mortalité augmente vite lorsque l'hygrométrie diminue.

Tabl.36 : *Taux de mues larvaires non achevées chez Ixodes ricinus dans différentes conditions d'hygrométrie à des températures comprises entre 22 et 32°C [90]*

Taux d'humidité	Taux de mortalité
<i>RH = 100 %</i>	0 %
<i>RH = 95 %</i>	10 - 20 %
<i>RH = 90 %</i>	15 - 30 %

III.4.1.2. Le syndrome de mort subite ou « blackening syndrome »

Il arrive parfois qu'après avoir ingéré son repas, *Ixodes ricinus* se détache de son hôte (ou de la membrane) et meurt.

On ne connaît pas exactement les éléments qui sont à l'origine de cette mort subite survenant dans les heures suivant le repas, la tique prenant un aspect rouge-noirâtre hémorragique.

Quelques facteurs prédisposants ont cependant été proposés

(SUTHERST et al., 1978 [48]) :

- le fait que la tique tombe, en se détachant, dans l'urine ou les fécès de son hôte
- le fait de laver les tiques gorgées avec un jet d'eau trop violent...

Ces morts subites semblent également se produire lorsque l'on utilise des membranes artificielles : leur nombre semble diminuer quand on ajoute au repas de sang des antibiotiques et des antifongiques . OSBORNE [88] voit une relation entre le taux de morts subites et le volume de sang ingéré pendant le repas : raccourcir la durée de ce dernier semble diminuer le taux de mortalité [88].

III.4.2. Les obstacles au gorgement complet d'*Ixodes ricinus*

Le parasite et l'hôte peuvent chacun être responsable d'un échec correspondant au gorgement incomplet de la tique.

Les origines de cet échec sont relatées dans le tableau suivant.

Tabl.37 : *Origine du gorgement incomplet d'Ixodes ricinus suite au repas*

L'échec est		lié à ...	
<i>la tique</i>		<i>l'hôte</i>	
<ul style="list-style-type: none"> - la femelle adulte n'a pas été fécondée - la densité d'infestation est trop forte sur l'hôte choisi (1) 	<ul style="list-style-type: none"> - l'hôte est mal contenu (2) et parvient à se débarrasser du parasite avant la fin de son repas - l'hôte a développé une immunité, suite à une morsure précédente, contre les composants salivaires du parasite (3) 		

(1) La densité d'infestation de l'hôte par *Ixodes ricinus* doit être choisie en tenant compte de plusieurs critères :

- une trop forte densité de parasites peut entraîner la mort de l'hôte par les multiples ponctions sanguines ou occasionner des dommages importants (zones oedématiées, zones hémorragiques lorsque trop de tiques sont placées au même endroit [48]).

- plus la densité parasitaire est forte, moins le pourcentage de parasites gorgés est important : LEVIN et FISH [60] le montrent lors d'une expérience faisant intervenir *Ixodes scapularis* se nourrissant sur des souris (voir le tableau suivant) .

Tabl.38 : Influence de la densité d'infestation de souris par des *Ixodes ricinus* sur le poids de gorgement final des parasites ainsi que sur le pourcentage de mues réussies

	Tique / souris / j		
	(nombre total de tiques)		
	10	25	50
	(210)	(525)	(1050)
<i>Nombre de tiques gorgées par souris +/- SD</i>	50,7 +/- 11,9	90,3 +/- 31,6	153 +/- 16,5
<i>Pourcentage de tiques gorgées</i>	24,1 %	17,2 %	14,6 %
<i>Poids final après le repas (mg +/- SD)</i>	0,51 +/- 0,08	0,50 +/- 0,08	0,50 +/- 0,05
<i>Pourcentage de mues réussies</i>	90,73	84,72	87,80

Une trop forte infestation de l'hôte par le parasite fait diminuer le pourcentage de parasites réussissant à se gorger mais ne semble pas influencer le poids de gorgement final. Les densités parasitaires utilisées le plus souvent dans les études utilisant *Ixodes ricinus* sont regroupées dans le tableau suivant.

Tabl.39 : Densités parasitaires utilisées dans les études employant *Ixodes ricinus* sur différents types d'hôtes

<i>Hôte</i>		<i>Effectif de tiques disposées sur l'hôte</i>		
		<i>Nombre de LARVES</i>	<i>Nombre de NYMPHES</i>	<i>Nombre d'ADULTES</i>
MOUTON	oreille			<u>10</u> mâles et <u>10</u> femelles [8]
	dos			<u>25</u> mâles et <u>20</u> femelles [43]
LAPIN	oreille	<u>200</u> [5] à <u>1000</u> [48]	<u>300</u> [5] à <u>500</u> [48]	<u>10</u> mâles et <u>10</u> femelles [7]
	corps	<u>2000</u> à <u>3000</u> [89]	<u>100</u> à <u>1500</u> [89]	
SOURIS		<u>30</u> [111] à <u>500</u> [7][73]	<u>12</u> [7] à <u>200</u> [73]	<u>10</u> adultes [73]

(2) Les tiques mises à gorger peuvent tout simplement tomber de leur hôte lors d'un mouvement brusque de celui-ci : BENETT [10] montre que la plupart des tiques chutent dans les premières 24h de fixation. Cet échec concerne surtout les larves et pourrait être expliqué par une moins grande maturité des pièces buccales servant à la fixation. La plupart des tiques tombent la nuit [10] ; elles sont en majorité vivantes et peuvent ainsi se fixer de nouveau en un endroit plus favorable.

(3) Le problème de l'immunité acquise par les hôtes est réel en élevage : BROSSARD [17] a obtenu les résultats suivants en mesurant le degré de réplétion et l'importance de la ponte chez *Ixodes ricinus* lorsqu'elle se nourrit sur des lapins.

Tabl.40 : Poids de gorgement, durée du repas et production d'oeufs chez *Ixodes ricinus* en fonction du statut immunitaire de l'hôte (d'après [17])

	<i>Lapins témoins</i> n = 34	<i>Lapins immunisés</i> au moyen d'un sérum n = 44
Poids à la fin du repas (mg)	231 +/- 73	165 +/- 81
Durée du repas (h)	173 +/- 20	190 +/- 27
% de femelles ayant pondu après le repas	94 %	55 %

En moyenne, un *Ixodes ricinus* se nourrissant sur un lapin immunisé contre les composants de sa salive ingère 29% de sang en moins bien que le repas dure environ un jour de plus.

Il semble donc important de ne pas réutiliser plusieurs fois le même hôte. Le gorgement incomplet d'une femelle adulte a pour conséquence une nette diminution de la ponte ou même son absence totale.

III.4.3. Différentes causes d'inhibition des mues chez *Ixodes ricinus*

Ce paragraphe ne rementionnera pas les causes relatives à de mauvaises conditions de température et d'hygrométrie ; pourraient figurer dans cette partie également toutes les causes aboutissant à un gorgement incomplet des individus.

III.4.3.1. Le développement de Champignons

La température et l'humidité requises pour l'élevage d'*Ixodes ricinus* sont très favorables au développement de populations fongiques : la prolifération de champignons peut être responsable d'un taux de mortalité augmenté ou peut entraver le bon déroulement des mues. BANKS, OLIVER, PHILLIPS et CLARK [6], en élevant *Ixodes minor*, ont noté que les filaments mycéliens entouraient les tiques gorgées et empêchaient ces dernières de muer.

Différentes méthodes sont proposées en partie III.2.4 visant à limiter cette population fongique : elles concernent à la fois la propreté du matériel et l'hygiène des tiques élevées.

III.4.3.2. La présence de parasites internes chez *Ixodes ricinus*

Il a récemment été découvert qu'*Ixodes ricinus* pouvait héberger des nématodes (LIPA, EILENBERG, BRESCIANI, FLEMMING FRANDSEN, 1997 [63]) : aucune relation n'a encore été établie cependant entre la présence de ces parasites et une éventuelle perturbation du déroulement des mues, seule l'originalité de cette découverte justifie sa notification dans ce paragraphe.

Le pourcentage d'individus parasités dans une population apparaît faible : 8,1 % des femelles et 3,4 % des mâles dans l'étude de LIPA [63]. Des études ultérieures montreront peut-être l'intérêt de maîtriser le parasitisme interne d'*Ixodes ricinus* afin d'améliorer le rendement de l'élevage.

CONCLUSION

Ce travail est une synthèse des connaissances sur la morphologie, la biologie d'*Ixodes ricinus* et permet d'envisager les différentes techniques d'élevage qui ont été publiées par les auteurs ayant réussi à l'élever.

Une étape délicate est l'identification de l'espèce après récolte dans l'environnement naturel de femelles gorgées.

L'élevage d'*Ixodes ricinus* ne nécessite pas l'achat d'un matériel sophistiqué et onéreux, et ne paraît pas techniquement très ardu pour peu que l'on prenne en compte ses exigences hygrométriques essentiellement et que l'on respecte les durées minimales des différentes phases du cycle.

L'utilisation de différentes espèces-hôtes est possible pour le repas d'*Ixodes ricinus* ; certaines techniques permettent de s'affranchir de l'emploi d'animaux servant d'hôtes.

Cependant en pratique *Ixodes ricinus* ne s'élève pas aussi facilement que d'autres tiques comme par exemple *Rhipicéphalus sanguineus* : en plus des connaissances indispensables, un tour de main semble nécessaire à acquérir par l'opérateur pour obtenir un succès. Cette difficulté explique en partie pourquoi peu de centres encore aujourd'hui pratiquent son élevage.

ANNEXE

DUREE DES DIFFERENTES PHASES
DU CYCLE D'*IXODES RICINUS*
D'APRES LES TRAVAUX DE DIFFERENTS AUTEURS

Tabl.A-41- Travaux d'HONZAKOVA, E., en 1971 [50].

Temp=22°C, RH=90% , obscurité.

Repas de l'<i>adulte</i>	6 - 9 jours
Préonte	4 - 7 jours (V-VI) 8 - 10 (XII) 10 - 12 (III) 22 (IX-X)
Incubation	36 - 64 jours
Repas de la <i>larve</i>	2 - 5 jours
Repos jusqu'à la mue	31 - 224 jours
Repas de la <i>nymphe</i>	3 - 6 jours
Repos avant la mue imaginale	35 - 55 jours

La durée du repas de la larve varie selon l'âge de la larve et la saison ; la durée totale du cycle est plus courte au printemps qu'à l'automne, même en laboratoire.

Tabl.A-42- Travaux de LAMONTELLERIE, M., en 1965 [57].

Température ambiante.

Incubation	17 - 22 jours (en Juillet)
Résistance de la larve au jeûne	350 jours
Repas de la larve	5 - 9 jours
Repos et mue larvaire	41 - 47 jours
Mue nymphale	30 - 40 jours si gorgée de mars à juillet 221 - 256 jours si gorgée après août

Tabl.A-43- Travaux de METIANU, T., en 1951 [72].

Température ambiante.

Repos avant la ponte	7 - 10 jours
Durée de la ponte	20 - 28 jours
Incubation des oeufs	34 - 39 jours
Prénutrition larvaire	6 jours (résistance au jeûne= 330 jours)
Repas de la <i>larve</i>	2 - 5 jours
Repos et mue larvaire	22 - 25 jours si gorgée en juillet 130 - 148 jours si gorgée en décembre 80 - 101 jours si gorgée en février
Prénutrition nymphale	8 jours
Repas de la <i>nymphé</i>	3 - 6 jours
Mue imaginale	186 - 213 jours si gorgée en novembre 28 - 69 jours si gorgée en juillet 40 - 86 jours si gorgée en juin 103 - 106 jours si gorgée en mars
Prénutrition de l'adulte	12 jours (résistance au jeûne= 283 j)
Repas de l' <i>adulte</i>	11 jours

Tabl.A-44- Travaux de POMERANTCEV, AESCHLIMANN et BROSSARD

[90].

<i>POMERANTCEV</i>		<i>AESCHLIMAN</i>	<i>BROSSARD</i>
		<i>N</i>	
Cycle court	Cycle long	Cycle court	Cycle court

	15 - 20°C		17 - 21°C	
Préonte	4 j	27 j	3 - 22 j	8 - 17 j
Incubation	25 j	400 j	30 j	31 - 47 j
Prénutrition larvaire	10 j	570 j	16 j	21 j
Repas de la <i>larve</i>	3 j	6 j	5 j	2 - 3 j
Mue larvaire	28 j	426 j	30 - 55 j	21 - 25 j
Prénutrition nymphale	10 j	540 j	24 - 72 j	21 j
Repas de la <i>nymphe</i>	3 j	6 j	4 - 7 j	2 - 6 j
Mue imaginale	56 j	360 j	jusqu'à 100 j	24 - 37 j
Prénutrition de la femelle	10 j	810 j	30 j	21 j
Repas de la <i>femelle</i>	6 j	14 j	6 - 14 j	6 - 11 j

Tabl.A-45- Travaux de SANTOS SILVA, M.M., en 1998 [108].

Temp= 24°C, RH= 92-96%.

Préonte	11 jours
Ponte	10 jours
Incubation	33 jours
Eclosion	4 jours
Prénutrition larvaire	10 jours
Repas de la <i>larve</i>	4 - 7 jours
Mue larvaire	10 jours
Prénutrition nymphale	28 jours
Repas de la <i>nymphe</i>	6 - 8 jours
Mue imaginale	25 - 27 jours

Prénutrition de l'adulte	48 jours
Repas de l' <i>adulte</i>	8 - 20 jours

Tabl.A-46- Travaux de STANEK, G., en 1986 [111].

Température ambiante, air saturé en humidité.

Repas de l'adulte	5 - 6 jours
Préponte et ponte	10 jours
Incubation des oeufs	8 - 12 semaines
Repas de la larve	
Repos puis mue	4 - 6 semaines

BIBLIOGRAPHIE

-1- ABDUL-AMIR, I.M. ; GRAY, J.S.

Resistance of sheep to laboratory infestations of the tick, *Ixodes ricinus*.
Research in Veterinary Science, 1987, **43**(2) : 266-267.

-2- ALBERDI, M.P. ; WALKER, A.R. ; PAXTON, E.A. ; SUMPTION, K.J.

Natural prevalence of infection with *Ehrlichia (Cytoecetes) phagocytophila* of *Ixodes ricinus* ticks in Scotland
Veterinary Parasitology, 1998, **78**(3) : 203-213.

-3- ARMOUR, J. ; DUNCAN, J.L. ; DUNN, A.M. ; JENNINGS, F.W. ; URQUHART, G.M.

The ticks : family Ixodidae.
Veterinary Parasitology 2nd Edition, 1996, chapitre Veterinary entomology, 183-188.

-4- AUBERT, M.F.A.

Contribution à l'étude du parasitisme du renard (*Vulpes vulpes* L.) par les *Ixodidae* (*Acarina*) dans le Nord-Est de la France. Inter- prétation de la dynamique saisonnière des parasites en relation avec la biologie de l'hôte.
Acarologia, 1975, **17**(3) :452-479.

-5- BAILEY, K.P.

Notes on the rearing of *Rhipicephalus appendiculatus* and their infection with *Theileria parva* for experimental transmission.
Bulletin des Epizooties en Afrique, 1960, **8** :33-43.

-6- BANKS, C.W. ; OLIVER, J.H. ; PHILLIPS, J.B. ; CLARK, K.L.

Life cycle of *Ixodes minor* (Acari : Ixodidae) in the laboratory.
Journal of Medical Entomology, 1998, **35**(4) :496-499.

-7- BANKS, C.W. ; OLIVER, J.H. ; HOPLA, C.E. ; DOTSON, E.M.

Laboratory life cycle of *Ixodes woodi* (Acari : Ixodidae).

Journal of Medical Entomology, 1998, **35**(2) :177-179.

-8- BATES, P.G. ; RANKIN, M.R. ; BARTRAM, D.J.

Reduced fecundity and egg viability in the pasture tick (*Ixodes ricinus*) exposed to closantel.

Veterinary Record, 1995, **137**(17) :437-438.

-9- BENNETT, G.F.

Oviposition of *Boophilus microplus* (Canestrini)(Acarida : Ixodidae). II.Influence of temperature, humidity and light.

Acarologia, 1974, **16**(2) : 250-257.

-10- BENNETT, G.F.

Boophilus microplus (Canestrini) (Acaridae : Ixodidae) on the bovine host. I. Mortality during the developmental cycle.

Acarologia, 1975, **16**(4) :643-650.

-11- BERCOVIER, H. ; MOLLARET, H.H.

Une technique simple d'élevage de tiques sur les micromammifères.

Bulletin de la Société de Pathologie Exotique Filiale, 1974, **67**(3) : 305-308.

-12- BERTHELOT, X.

Cours de pathologie de la reproduction de l'ENVT.

-13- BORCIC, B. ; RAOS, B. ; KRANZELIC, D. ; ABU ELDAN, J. ; FILIPOVIC, V.

The role of large wildlife in the maintenance of natural foci of tick-born meningoencephalitis in northern Croatia.

Acta Med Jugosl, 1990, **44**(4) : 399-406.

-14- BOURDEAU, P.

Les tiques d'importance vétérinaire et médicale. 1^{ère} partie : Principales caractéristiques morphologiques et biologiques et leurs conséquences.

Le Point Vétérinaire, 1993, **25**(151): 13-26.

-15- BOURDEAU, P.

Les tiques d'importance vétérinaire et médicale. 2^{ème} partie : principales espèces de tiques dures (*Ixodidae* et *Amblyommidae*).

Le Point Vétérinaire, 1993, **25**(151) : 27-41.

-16- BROSSARD, M. ; PAPTAEODOROU, V.

Immunity against females *Ixodes ricinus* L. : effect on feeding and haemoglobin digestion.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1990, **65**(1) : 32-36.

-17- BROSSARD, M. ; GIRARDIN, P.

Passive transfer of resistance in rabbits infested with adult *Ixodes ricinus* L. : humoral factors influence feeding and egg laying.

Experientia, 1979, **35** : 1395-1397.

-18- BROUQUI, P. ; RAOULT, D.

Ehrlichiose humaine monocytique (EHM) ou ehrlichiose humaine américaine (*E. chaffeensis*).

Encyclopédie Médico-Chirurgicale, Maladies Infectieuses, « Ehrlichia, ehrlichioses », 1998, **8-037-I-25**, p.5 et 6.

-19- BURGDORFER, W.

Artificial feeding of Ixodid ticks for studies on the transmission of disease agents.

Am.J.Trop.Med.Hyg., 1976, chap : 212-214.

-20- CHILTON, N.B. ; BULL, C.M.

Influence of environmental factors on oviposition and egg development in *Amblyomma limbatum* and *Aponomma hydrosauri* (Acari : Ixodidae).

International Journal for Parasitology, 1994, **24**(1) : 83-90.

-21- CIMMINO, M. ; GRANSTRÖM, M. ; GRAY, J.S. ; GUY, E.C. ; O'CONNELL, S. ; STANEK, G.

European Lyme borreliosis clinical spectrum.

International Journal of Medical Microbiology, Virology, Parasitology and Infectious diseases, 1998, **287**(3) : 248-252.

-22- CHRISTMANN, D. ; STAUB-SCHMIDT, T.

Encéphalite à tiques d'Europe centrale et de l'est.

Presse médicale, 1996, **25**(8) : 420-423.

-23- CWILICH, R. ; HADANI, A.

A laboratory breeding method of *Ixodes ricinus gibbosus* Nuttal, 1916.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1966, **41**(6) : 623-624.

-24- DANIELOVA, V. ; DANIEL, M. ; HOLUBOVA, J. ; HAJKOVA, Z. ; ALBRECHT, V. ; MARHOUL, Z. ; SIMONOVA, V.

Influence of microclimatic factors on the development and virus infection rate of ticks *Ixodes ricinus* (L.) under experimental conditions.

Folia Parasitologica (Praha), 1983, **30** : 153-161.

-25- DAVIDSON, M.M. ; WILLIAMS, H. ; MACLEOD, J.A.

Louping ill in man : a forgotten disease.

J. Infect., 1991, **23**(3) : 241-249.

-26- DONNELLY, J. ; PEIRCE, M.A.

Experiments on the transmission of *Babesia divergens* to cattle by the tick *Ixodes ricinus*.

Journal of International Parasitology, 1975, **5** : 363-367.

-27- DUSBABEK, F.

Nymphal sexual dimorphism in the sheep tick *Ixodes ricinus* (Acari : Ixodidae).

Folia Parasitologica, 1996, **43**(1) : 75-79.

-28- EICHENBERGER, G.

A simple method of feeding ticks on mice.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1975, **50** : 229-230.

-29- EUZEBY, J. ; RANCIEN, P.

Sur une endémie de babésiellose bovine.

Bulletin de la Société des Sciences Vétérinaires et de Médecine comparée de Lyon, 1966, **68** : 309-324.

-30- FOURNIER, P.E. ; RAOULT, D.

Fièvre Q : manifestations cliniques.

Encyclopédie Médico-Chirurgicale, Maladies Infectieuses, 1998, **8-037-I-10**, p.4-8.

-31- FRANC, M.

Cours de parasitologie de l'ENVT.

-32- GARDINER, W.P. ; GRAY, J.S.

A computer simulation of the effects of specific environmental factors on the development of the sheep tick *Ixodes ricinus* L..

Veterinary Parasitology, 1986, **19**(1-2) : 133-144.

-33- GARDINER, W.P. ; GETTINBY, G.

A weather-based prediction model for the life-cycle of the sheep tick, *Ixodes ricinus* L..

Veterinary Parasitology, 1983, **13**(1) : 77-84.

-34- GARDINER, W.P. ; GETTINBY, G. ; GRAY, J.S.

Models based on weather for the development phases of the sheep tick, *Ixodes ricinus* L..
Veterinary Parasitology, 1981, **9** : 75-86.

-35- GIRARDIN, P. ; BROSSARD, M.

Développement d'une hypersensibilité retardée chez des lapins infestés par les femelles d'*Ixodes ricinus* L..

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1985, **60** : 299-309.

-36- GORDON, W.S. ; BROWNLEE, A. ; WILSON, D.R. ; MACLEOD, J.

Tick-born fever.

Journal of Comparative Pathology and Therapeutics, 1932, **45**(4) : 301-312.

-37- GORENFLOT, A. ; BRASSEUR, P.

Babésioses humaines.

Encyclopédie Médico-Chirurgicale, Maladies Infectieuses, « Babésioses », 1991, **8096 A10**, p. 3-6.

-38- GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse (*Ixodoidea* : *Ixodidae*). Troisième note : copulation, nutrition et ponte.

Acarologia, 1975, **16**(4) : 636-642.

-39- GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse (*Ixodoidea* : *Ixodidae*). Cinquième note : mise en évidence d'une phéromone sexuelle chez *Ixodes ricinus*.

Acarologia, 1976, **17**(3) : 436-441.

-40- GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse (*Ixodoidea* : *Ixodidae*). Sixième note : les rythmes de détachement chez *Ixodes ricinus* et leurs implications écologiques.

Acarologia, 1978, **20** : 327-337.

-41- GRAY, J.S.

Studies on the activity of *Ixodes ricinus* in relation to the epidemiology of babesiosis in co.Meath, Ireland.

British Veterinary Journal, 1980, **136**(5) : 427-436.

-42- GRESIKOVA, M. ; BERAN, G.W.

Tick born encephalitis.

Beran GW ed. CRC Handbook series in zoonoses, section B : viral zoonoses, 1981 : 201-208.

-43- HADANI, A. ; CWILICH, R. ; RECHAV, Y. ; DINUR, Y.

Some methods for the breeding of ticks in the laboratory.

Refuah Veterinarith., 1969, **26**(3) : 87-100.

-44- HANNOUN, C.

Tick-born encephalitis in Europe.

Med. Trop., 1980, **40**(5) : 509-519.

-45- HEALY, J.A.

Phosphoglucomutase polymorphism in the tick *Ixodes ricinus*.

Parasitology, 1979, **78**(1) : 7-17.

-46- HEATH, A.C.G.

The temperature and humidity preferences of *Haemaphysalis longicornis*, *Ixodes holocyclus* and *Rhipicephalus sanguineus* (Ixodidae) : studies on engorged larvae.

International Journal of Parasitology, 1981, **11**(2) : 169-175.

-47- HERBERT, I.V. ; AL-SHADEBI, A.M. ; SIMMONS, J.R.

Haemaphysalis punctata and *Ixodes ricinus* in a coastal habitat in North Wales.

Research in Veterinary Science, 1981, **30** : 1-6.

-48- HEYNE, H. ; ELLIOTT, E.G.R. ; BEZUIDENHOUT, J.D.

Rearing and infection techniques for *Amblyomma* species to be used in heartwater transmission experiments.

Onderstepoort J. of Veterinary Research, 1987, **54**(3) : 461-471.

-49- HOLLEY, A.D. ; PETNEY, T.N.

The use of domestic chickens as laboratory hosts of the larvae of the bont tick, *Amblyomma hebraeum*.

Onderstepoort J. of Veterinary Research, 1988, **55**(1) : 75-76.

-50- HONZAKOVA, E.

Development of some tick species under standard laboratory conditions.

Folia Parasitologica (Praha), 1971, **18** : 357-363.

-51- HUME, M.E. ; TUCKER, J.S. ; SAUER, J.R.

Weight changes in individual feeding *Amblyomma americanum* female ticks.

Journal of Parasitology, 1985, **71**(6) : 836-838.

-52- JACQUIE

Cours de parasitologie de l'ENVT.

-53- KAHL, O. ; JANETSKI-MITTMANN, C. ; GRAY, J.S. ; JONAS, R. ; STEIN, J. ; DE BOER, R.

Risk of infection with *Borrelia burgdorferi* sensus lato for a host in relation to the duration of nymphal *Ixodes ricinus* feeding and the method of tick removal.

Zentralblatt für Bakteriologie, 1998, **287**(1-2) : 41-52.

-54- KEIRANS, J.E.

Systematics of the Ixodida (Argasidae, Ixodidae, Nuttalliellidae) : an overview and some problems.

Tick Vector Biology, 1992, p. 1-21.

-55- KITAOKA, S. ; MORII, T. ; FUJISAKI, K.

Laboratory culture of *Ixodes acutitarsus*.

National Institute of Animal Health Quarterly, 1975, **15**(4) : 203-204.

-56- KNIGHT, M.M. ; NORVAL, R.A.I. ; RECHAV, Y.

The life cycle of the tick *Hyalomma marginatum rufipes* koch (Acarina : Ixodidae) under laboratory conditions.

Journal of Parasitology, 1978, **64**(1) : 143-146.

-57- LAMONTELLERIE, M.

Les tiques (Acarina, Ixodoidea) du Sud-Ouest de la France.

Annales de Parasitologie, 1965, **40**(1) : 87-100.

-58- LEES, A.D.

The behaviour and physiology of ticks.

Acarologia, Symposium on physiology in relation to behaviour, 1969, **11**(3) : 397-410.

-59- LESTOQUARD, F.

Les piroplasmes des Bovins en Turquie.

Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 1931, **30**(6) : 817-819.

-60- LEVIN, M.L. ; FISH, D.

Density-dependent factors regulating feeding success of *Ixodes scapularis* larvae (Acari : Ixodidae).

Journal of Parasitology, 1998, **84**(1) : 36-43.

-61- LEWIS, D.

The transmission of a human strain of *Babesia divergens* by *Ixodes ricinus* ticks.

Journal of Parasitology, 1980, **66**(2) : 359-360.

-62- L'HOSTIS, M. ; BUREAUD, A. ; GORENFLOT, A.

Female *Ixodes ricinus* (Acari : Ixodidae) in cattle of Western France : infestation level and seasonality.

Veterinary Research, 1996, 589-597.

-63- LIPA, J.J. ; EILENBERG, J. ; BRESCIANI, J. ; FRANDBSEN, F.

Some observations on a newly recorded mermithid parasite of *Ixodes ricinus* L. (Acari : Ixodidae).

Acta Parasitologica Polonica, 1997, **42**(2) : 109-114.

-64- MACLEOD, J.

Studies in louping ill. II-Transmission by the sheep tick *Ixodes ricinus* L..

Journal of Comp. Pathology and Therapeutics, 1932, **72**(4) : 411-419.

-65- MADIGAN, J.E.

Lyme disease (*Borrelia burgdorferi* borreliosis).

Large Animal Internal Medicine, 2nde édition, 1996, p. 1248-1249.

-66- MAIWALD, M. ; OEHME, R. ; MARCH, O. ; PETNEY, T.N. ; KIMMIG, P. ; NASER, K. ; ZAPPE, H.A. ; HASSLER, D. ; VON KNEBEL DOEBERITZ, M.

Transmission risk of *Borrelia burgdorferi* sensus lato from *Ixodes ricinus* ticks to humans in southwest Germany.

Epidemiology and Infection, 1998, **121**(1) : 103-108.

-67- MARTINOD, S. ; JOUBERT, L.

L'écoépidémiologie prospective et les gradients de risques pathologiques spécifiques.

Bulletin de la Société des Sciences Vétérinaires et de Médecine Comparée de Lyon, 1981, **83**(6) : 291-297.

-68- MATILE, H. ; FERRARI, E. ; AESCHLIMANN, A. ; WYLER, R.

The transmission of tick-borne encephalitis in Switzerland. An attempt at establishing a register of natural reservoirs for a seroepidemiologic examination of forest personnel in the middle of the country.

Schweiz Med Wochenschr, 1981, **111**(35) : 1262-1269.

-69- MATUSCHKA, F.R. ; RICHTER, D. ; SPIELMAN, A.

Differential detachment from resting hosts of replete larval and nymphal *Ixodes* ticks.

Journal of Parasitology, 1991, **77**(3) : 341-345.

-70- MATUSCHKA, F.R. ; ENDEPOLS, S. ; RICHTER, D. ; SPIELMAN, A.

Competence of urban rats as reservoir hosts for Lyme disease spirochetes.

Journal of Medical Entomology, 1997, **34**(4) : 489-493.

-71- MEMETEAU, S. ; SEEGER, H. ; JOLIVET, F. ; L'HOSTIS, M.

Assessment of the risk of infestation of pastures by *Ixodes ricinus* due to their phyto-ecological characteristics.

Veterinary Research, 1998, **29**(5) : 487-496.

-72- METIANU, T.

Contribution à l'étude des Ixodidés de Roumanie.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1951, **26**(5-6) : 446-463.

-73- METIANU, T.

Méthode pratique pour le transport, l'élevage et la conservation des Ixodidés.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1950, **25** : 48-52.

-74- MERMOD, C. ; AESCHLIMANN, A. ; GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* Linné 1758 en Suisse (Acarina : Ixodoidea). Première note : fluctuations numériques.

Acarologia, 1973, **15**(2) : 197-205.

-75- MERMOD, C. ; AESCHLIMANN, A. ; GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse. Deuxième note : comparaison des populations 1972 et 1973.

Acarologia, 1975, **16**(4) : 612-620.

-76- MERMOD, C. ; AESCHLIMANN, A. ; GRAF, J.F.

Ecologie et éthologie d'*Ixodes ricinus* L. en Suisse. Quatrième note : : comparaison de deux populations d'altitude différente.

Acarologia, 1976, **17**(3) : 442-451.

-77- MORAILLON, R. ; LEGEAY, Y. ; FOURRIER, P. ; LAPEIRE, C.

La maladie de Lyme.

Dictionnaire Pratique de Thérapeutique Canine et Féline, 1998, 4^{ème} édition, p. 338.

-78- MOREL, P.C. ; PEREZ, C.

Morphologie des stases préimaginales des *Ixodidae* S. STR. d'Europe occidentale. V- Les larves des *Ixodes* S. STR..

Acarologia, 1978, **19**(3) : 395-405.

-79- MOREL, P.C. ; PEREZ, C.

Morphologie des stases préimaginales des *Ixodidae* S. STR. d'Europe occidentale. VI- Les nymphes des *Ixodes* S. STR..

Acarologia, 1978, **19**(4) : 579-586.

-80- NAGAR, S.K.

On the significance of the duration of preoviposition and oviposition periods in Ixodid ticks.

Acarologia, 1968, **10**(4) : 621-629.

-81- NORVAL, R.A.I.

Repeated feeding of *Amblyomma hebraeum* (Acarina : Ixodidae) immatures on laboratory hosts. Host effects on tick yield, engorged weight and engorgement period.

Journal of Parasitology, 1978, **64**(5) : 910-917.

-82- NOVAK, D.

Laboratory tests with new tick repellents.

Archives Roumaines de Pathologie Expérimentale et de Microbiologie, 1981, **40**(3) : 287-288.

-83- NYINDO, M. ; ESSUMAN, S. ; CHESANG, R. ; MUTERIA, T.

Immunity induced by vaccination with *Rhipicephalus appendiculatus* salivary gland antigens does not augment protective immunity acquired naturally by exposing rabbits to adult ticks.

Journal of Medical Entomology, 1996, **33**(4) : 559-565.

-84- OGDEN, N.H. ; HAILES, R.S. ; NUTTALL, P.A.

Interstadial variation in the attachment sites of *Ixodes ricinus* ticks on sheep.

Exp. Appl. Acarol., 1998, **22**(4) : 227-232.

-85- OLIVER, J.H. ; KEIRANS, J.E. ; LAVENDER, D.R. ; HUTCHESON, H.J.

Ixodes affinis Neumann (Acari : Ixodidae) : new host and distribution records, description of immatures, seasonal activities in Georgia, and laboratory rearing.

Journal of Parasitology, 1987, **73**(3) : 646-652.

-86- OLIVER, J.H. ; McKEEVER, S. ; POUND, J.M.

Parasitism of larval *Ixodes* ticks by chigger mites and fed female *Ornithodoros* ticks by *Ornithodoros* males.

Journal of Parasitology, 1986, **72**(5) : 811-812.

-87- OSBORNE, R.W. ; MELLOR, P.S.

Development and mortality of *Ornithodoros moubata* after feeding through an artificial membrane.

Tropical Animal Health and Production, 1986, **18**(1) : 41-47.

- 88- OSBORNE, R.W. ; MELLOR, P.S.

Use of a silicone membrane feeding technique in the laboratory maintenance of a colony of *Ornithodoros moubata*.

Tropical Animal Health and Production, 1985, **17**(1) : 31-38.

-89- PATRICK, C.D. ; HAIR, J.A.

Laboratory rearing procedures and equipment for multi-host ticks.

Journal of Medical Entomology, 1975, **12**(3) : 389-390.

-90- PEREZ, C. ; RODHAIN, F.

Biologie d'*Ixodes ricinus* L. 1758. I. Ecologie, cycle évolutif.

Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 1977, **70**(2) : 187-192.

-91- PEREZ, C. ; RODHAIN, F.

Biologie d'*Ixodes ricinus* L. 1758. II. Incidence épidémiologique.

Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 1977, **70**(2) : 193-201.

-92- PETER, O. ; BURGDORFER, W. ; AESCHLIMANN, A.

Enquête épidémiologique dans un foyer naturel de Rickettsies à *Ixodes ricinus* du plateau suisse.

Annales de parasitologie Humaine et Comparée, 1981, **56**(1) : 1-8.

-93- PETRELLI, G. ; CRESTINI, A.M.

Influence of temperature and humidity on the reproductive efficiency of *Ixodes ricinus* (Linnaeus, 1758) and *Hyalomma marginatum* Koch, 1844.

Parasitologia, 1976, **18**(1-3) : 85-94.

-94- PURNELL, R.E.

Infection of the tick *Rhipicephalus appendiculatus* with *Theileria parva* using an artificial feeding technique.

Research in Veterinary Science, 1970, **11**(4) : 403-405.

-95- PUSTERLA, N. ; LEUTENEGGER, C.M. ; HUDER, J.B. ; WEBER, R. ; BRAUN, U. ; LUTZ, H.

Evidence of the human granulocytic ehrlichiosis agent in *Ixodes ricinus* ticks in Switzerland.

Journal of Clinical Microbiology, 1999, **37**(5) : 1332-1334.

-96- PUSTERLA, N. ; DEPLAZES, P. ; BRAUN, U. ; LUTZ, H.

Serological evidence of infection with *Ehrlichia* spp. in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Switzerland.

Journal of Clinical Microbiology, 1999, **37**(4) : 1168-1169.

-97- PUSTERLA, N. ; HUDER, J.B. ; LUTZ, H. ; BRAUN, U.

Detection of *Ehrlichia phagocytophila* DNA in *Ixodes ricinus* ticks from areas in Switzerland where tick-borne fever is endemic.

Journal of Clinical Microbiology, 1998, **36**(9) : 2735-2736.

-98- RADOSTITS, O.M. ; BLOOD, D.C. ; GAY, C.C.

a : Anaplasmosis, p. 1146

b : Tick-borne fever, p. 1151

c : Q fever, p. 1158

d : Louping ill, p. 1106

Veterinary Medicine ; A Textbook of the Diseases of Cattle, Sheep, Pigs, Goats and Horses, 1997.

-99- RANDOLPH, S.E.

Population regulation in ticks : the effect of delayed mating on fertility in *Ixodes trianguliceps* (Acarina : Ixodidae).

Journal of Parasitology, 1980, **66**(2) : 287-292.

-100- RECHAV, Y. ; KNIGHT, M.M. ; NORVAL, R.A.I.

Life cycle of the tick *Rhipicephalus evertsi evertsi* Neumann (Acarina : Ixodidae) under laboratory conditions.

Journal of Parasitology, 1977, **63**(3) : 575-579.

-101- RECHAV, Y. ; KNIGHT, M.M.

Life cycle in the laboratory and seasonal activity of the tick *Rhipicephalus glabroscutatum* (Acarina : Ixodidae).

Journal of Parasitology, 1981, **67**(1) : 85-90.

-102- RUDOLPH, D.

Site and mechanism of water vapour uptake from the atmosphere in ixodid ticks.

Nature, 1974, **249**(452) : 84-85.

-103- RUZIC-SABLIJIC, E. ; STRLE, F. ; CIMPERMAN, J.

The *Ixodes ricinus* tick as a vector of *Borrelia burgdorferi* in Slovenia.

Eur. J. Epidemiol., 1993, **9**(4) : 396-400.

-104- SARATSIOTIS, A.

Etude morphologique et observations biologiques sur *Ixodes gibbosus* Nuttall, 1916.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1970, **45**(5) : 661-675.

-105- SENEVET, G. ; RODHAIN, F.

Larves des principales espèces du genre *Ixodes* d'Europe occidentale et centrale.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1968, **43**(4) : 513-523.

-106- SENEVET, G. ; RIPERT, C.

Les larves des espèces du genre *Ixodes*. Essai de revue d'ensemble.

Annales de Parasitologie Humaine et Comparée, 1967, **42**(1) : 79-121.

-107- SENEVET, G.

Les *Ixodes* de France. Clefs de détermination.

Bulletin de la Société de Pathologie Exotique, 1970, **63**(3) : 387-398.

-108- SILVA, S. ; FILIPE, A.R.

Ciclos biológicos de *ixodideo* (Ixodoidea : Ixodidae) em condições de laboratório.

Revista Portuguesa de Ciências Veterinárias, 1998, **97**(527) : 143-148.

-109- SMITH, B.P.

Infectious causes of hemolytic anemia. Anaplasmosis.

Large Animal Internal Medicine, 2nde édition, 1996, p. 1214.

-110- SONENSHINE, D.E.

Radioisotope tagging for studies on the ecology of the sheep tick, *Ixodes ricinus* (L.).

Acarologia, 1974, **15**(3) : 406-413.

-111- STANEK, G. ; BURGER, I. ; HIRSCHL, A. ; WEWALKA, G. ; RADDA, A.

Borrelia transfer by ticks during their life cycle. Studies on laboratory animals.

Zentralblatt für Bakteriologie, Mikrobiologie und Hygiene (A), 1986, **263**(1-2) : 29-33.

-112- STONE, B.F. ; COMMINS, M.A. ; KEMP, D.H.

Artificial feeding of the australian paralysis tick, *Ixodes holocyclus* and collection of paralyzing toxin.

International Journal for Parasitology, 1983, **13**(5) : 447-454.

-113- TALLEKLINT, L. ; JAENSON, T.G.T.

Increasing geographical distribution and density of *Ixodes ricinus* (Acari : Ixodidae) in central and northern Sweden.

Journal of Medical Entomology, 1998, **35**(4) : 521-526.

-114- VOS (DE), L. ; JOSENS, G. ; VRAY, B.

Etudes en microscopie électronique à balayage d'une tique dure (*Ixodes ricinus* (Linné, 1759)) et d'une tique molle (*Ornithodoros moubata* (Murray, 1877)).

Annales de Médecine Vétérinaire, 1985, **129**(8) : 537-551.

-115- WATTS, B.P.

An adjustable plastic collar for feeding ticks on ears of rabbits.

Journal of Parasitology, 1972, **58**(6) : 1105.

-116- WILLEMSE, T.

Morsures de tiques.

Dermatologie Clinique du Chien et du Chat, chap.4 « Maladies parasitaires », p. 35.

-117- ZABICKA, J.

Epidemiology of tick-borne encephalitis in Poland.

Rocz Akad Med Bialymst., 1996, **41**(1) : 20-27.

NOM : GUETARD

PRENOM : MAUD

TITRE : **IXODES RICINUS : MORPHOLOGIE , BIOLOGIE,
ELEVAGE. DONNEES BIBLIOGRAPHIQUES.**

Toulouse, 2001.

RESUME

Ixodes ricinus est une tique ubiquiste très répandue en Europe et responsable de la transmission de nombreuses maladies à l'homme et aux animaux.

Son élevage en laboratoire permet de faire avancer les connaissances fondamentales et facilite le testage de l'efficacité des antiparasitaires.

Il nécessite la connaissance préalable des caractéristiques du cycle biologique du parasite et la prise en compte notamment de ses exigences hygrométriques. L'auteur analyse les différentes techniques d'élevage qui ont été publiées ; l'usage d'un matériel adéquat permet de s'affranchir de l'utilisation d'animaux-hôtes.

Ixodes ricinus is widely present in Europe and responsible of the transmission of a lot of diseases to humans and animals.

Its laboratory breeding permits an increase of the fundamental knowledge and an easier test of antiparasitic drugs efficiency. It needs the knowledge of the parasite's biological cycle characteristics and in particular its water needings. The author analyses the different published breeding technics ; an adequate equipment permits to avoid the use of animals as hosts.

MOTS-CLES : *IXODES RICINUS* - ELEVAGE - BIOLOGIE - TIQUES.

IXODES RICINUS - BREEDING - BIOLOGY - TICK.