

**VETAGRO SUP  
CAMPUS VETERINAIRE DE LYON**

Année 2012 - Thèse n°

*Etude de l'anatomie interne des femelles  
Ixodes ricinus*

**THESE**

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I  
(Médecine - Pharmacie)  
et soutenue publiquement le 11 décembre 2012  
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

*FARGE Christian*  
Né le 09 novembre 1985  
à Saint Foy lès Lyon



VetAgro Sup



Sélectionner les colonnes du tableau		Unités pédagogiques		Grade
M. ALLOGNINO	M. ALOGNINO	M. ALLOGNINO	Unité pédagogique Pathologie du bétail	Professeur
M. ALVES-DE-OLIVIERA	M. ALVES-DE-OLIVIERA	M. ALVES-DE-OLIVIERA	Unité pédagogique Gestion des élevages	Maitre de conférences
Mme. ARCANGIOLI	Mme. ARCANGIOLI	Mme. ARCANGIOLI	Unité pédagogique Pathologie du bétail	Maitre de conférences
M. ARTOIS	M. ARTOIS	M. ARTOIS	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M. BARTHELEMY	M. BARTHELEMY	M. BARTHELEMY	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maitre de conférences Contractuel
Mme. BECKER	Mme. BECKER	Mme. BECKER	Unité pédagogique Pathologie du bétail	Maitre de conférences
M. BELL	M. BELL	M. BELL	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maitre de conférences Contractuel
Mme. BELLUCO	Mme. BELLUCO	Mme. BELLUCO	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maitre de conférences
Mme. BENAMOU-SMITH	Mme. BENAMOU-SMITH	Mme. BENAMOU-SMITH	Unité pédagogique Equine	Maitre de conférences
M. BENOIT	M. BENOIT	M. BENOIT	Unité pédagogique Equine	Professeur
M. BERNY	M. BERNY	M. BERNY	Unité pédagogique Equine	Professeur
Mme. BONNET-GARIN	Mme. BONNET-GARIN	Mme. BONNET-GARIN	Unité pédagogique Equine	Professeur
Mme. BOULOCHER	Mme. BOULOCHER	Mme. BOULOCHER	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maitre de conférences
M. BOURDOISEAU	M. BOURDOISEAU	M. BOURDOISEAU	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M. BOURGOIN	M. BOURGOIN	M. BOURGOIN	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Maitre de conférences
M. BRUYERE	M. BRUYERE	M. BRUYERE	Unité pédagogique Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maitre de conférences Contractuel
M. BUFF	M. BUFF	M. BUFF	Unité pédagogique Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Maitre de conférences
M. BURONFOSSE	M. BURONFOSSE	M. BURONFOSSE	Unité pédagogique Biologie fonctionnelle	Maitre de conférences
M. CACHON	M. CACHON	M. CACHON	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAI)	Maitre de conférences Contractuel
M. CADORE	M. CADORE	M. CADORE	Unité pédagogique Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme. CALLAIT-CARDINAL	Mme. CALLAIT-CARDINAL	Mme. CALLAIT-CARDINAL	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Maitre de conférences
M. CAROZZO	M. CAROZZO	M. CAROZZO	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Maitre de conférences
M. CHABANNE	M. CHABANNE	M. CHABANNE	Unité pédagogique Pathologie médicale des animaux de compagnie	Professeur
Mme. CHALVET-MONFRAY	Mme. CHALVET-MONFRAY	Mme. CHALVET-MONFRAY	Unité pédagogique Biologie fonctionnelle	Maitre de conférences
M. COMMUN	M. COMMUN	M. COMMUN	Unité pédagogique Gestion des élevages	Maitre de conférences
Mme. DE-BOYER-DES-ROCHES	Mme. DE-BOYER-DES-ROCHES	Mme. DE-BOYER-DES-ROCHES	Unité pédagogique Gestion des élevages	Maitre de conférences
Mme. DELIGNETTE-MULLER	Mme. DELIGNETTE-MULLER	Mme. DELIGNETTE-MULLER	Unité pédagogique Biologie fonctionnelle	Maitre de conférences Stagiaire
M. DEMONT	M. DEMONT	M. DEMONT	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
Mme. DESJARDINS PESSON	Mme. DESJARDINS PESSON	Mme. DESJARDINS PESSON	Unité pédagogique Equine	Maitre de conférences Contractuel

Civilité	Nom	Prénom	Unités-pédagogiques	Grade
Mme.	DJELOUADJI	Zorée	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences
Mme.	ESCRIOU	Catherine	Unité pédagogique Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	FAU	Didier	Unité pédagogique Anatomie-Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme.	FOURNEL	Corine	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	FRANCK	Michel	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
M.	FREYBURGER	Ludovic	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences
M.	FRIKHA	Mohamed-Ridha	Unité pédagogique Pathologie du-bétail	Maître de conférences
M.	GENEVOIS	Jean-Pierre	Unité pédagogique Anatomie-Chirurgie (ACSAI)	Professeur
Mme.	GILLOT-FROMONT	Emmanuelle	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Professeur
M.	GONTHIER	Alain	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences
Mme.	GRAIN	Françoise	Unité pédagogique Gestion-des-élevages	Professeur
M.	GRANCHER	Denis	Unité pédagogique Gestion-des-élevages	Maître de conférences
M.	GREZEL	Delphine	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences
M.	GUERIN	Pierre	Unité pédagogique Biotechnologies et pathologie de la reproduction	Professeur
Mme.	GUERIN-FAUBLEE	Véronique	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences
Mme.	HUGONNARD	Marine	Unité pédagogique Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
M.	JUNOT	Stéphane	Unité pédagogique Anatomie-Chirurgie (ACSAI)	Maître de conférences
M.	KECK	Gérard	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Professeur
M.	KODJO	Angéli	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Professeur
Mme.	LAABERKI	Maria-Halima	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Maître de conférences-Stagiaire
M.	LACHERETZ	Antoine	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Professeur
Mme.	LAMBERT	Véronique	Unité pédagogique Gestion-des-élevages	Maître de conférences
Mme.	LE GRAND	Dominique	Unité pédagogique Pathologie du-bétail	Maître de conférences
Mme.	LEBLOND	Agnès	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Professeur
Mme.	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	Unité pédagogique Equine	Maître de conférences
M.	LEPAGE	Olivier	Unité pédagogique Equine	Professeur
Mme.	LOUZIER	Vanessa	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Maître de conférences
M.	MARCHAL	Thierry	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Professeur
Mme.	MIALET	Sylvie	Unité pédagogique Santé-Publique-et-Vétérinaire	Inspecteur-en-santé-publique-et-vétérinaire

Civilité	Nom	Prénom	Unités pédagogiques	Grade
Mme.	MICHAUD	Audrey	Unité pédagogique Gestion des élevages	Maître de conférences Stagiaire
M.	MOUNIER	Luc	Unité pédagogique Gestion des élevages	Maître de conférences
M.	PEPIN	Michel	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Professeur
M.	PIN	Didier	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme.	PONCE	Frédérique	Unité pédagogique Pathologie médicale des animaux de compagnie	Maître de conférences
Mme.	PORTIER	Karine	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Maître de conférences
Mme.	POUZOT-NEVORET	Céline	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Maître de conférences Stagiaire
Mme.	PROUILLAC	Caroline	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Maître de conférences
Mme.	REMY	Denise	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Professeur
M.	ROGER	Thierry	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Professeur
M.	SABATTIER	Philippe	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Professeur
M.	SAWAYA	Serge	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Maître de conférences
Mme.	SEAGARD	Emilie	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Maître de conférences Contractuel
Mme.	SERGENTET	Delphine	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Maître de conférences
Mme.	SONET	Juliette	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Maître de conférences Contractuel
M.	THIEBAULT	Jean-Jacques	Unité pédagogique Biologie-fonctionnelle	Maître de conférences
M.	VIGUIER	Eric	Unité pédagogique Anatomie Chirurgie (ACSAD)	Professeur
Mme.	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothee	Unité pédagogique Pathologie morphologique et clinique des animaux de compagnie	Maître de conférences Contractuel
M.	ZENNER	Lionel	Unité pédagogique Santé Publique et Vétérinaire	Professeur

# REMERCIEMENTS

**A Monsieur le Professeur Patrick Mertens**

de la Faculté de Médecine de Lyon,

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.  
Nos remerciements les plus sincères

**A Monsieur le Professeur Lionel Zenner**

de Vétagro-sup campus vétérinaire de Lyon

Nous vous remercions pour cette proposition de sujet.  
Vos conseils et votre disponibilité nous ont été d'une grande aide.  
Veuillez accepter ce simple mot : Merci

**A Madame le Maître de conférence Claire Becker**

de Vétagro-sup campus vétérinaire de Lyon

Qui a accepté de faire partie de notre jury de thèse.  
Vous avez toute notre gratitude.

**A Monsieur le Maître de conférence Patrick Belli**

de Vétagro-sup campus vétérinaire de Lyon

Dont l'expérience nous a été des plus précieuses pour la réalisation de cette thèse.  
Recevez toute notre reconnaissance.

**A mes parents,**

Merci pour votre soutien de tous les jours, vos relectures de ce travail.

**A mon frère,**

Merci pour les moments de complicité, et pour tes illustrations.

**A ma sœur**

Merci pour ta présence protectrice.

**A mon armoricaine**

Anata no soba ni eien ni taizai shitai.

# TABLE DES MATIERES

	pages
<i>Liste des professeurs</i>	2
<i>Remerciements</i>	5
<i>Table des matières</i>	7
<i>Index des illustrations</i>	14
<i>Index des tableaux</i>	18
<i>Liste des abréviations</i>	19
<i>Liste des annexes</i>	20
<b>Introduction</b>	21
<b>PARTIE I – ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE</b>	22
<b>CHAPITRE I – INFORMATION GENERALE SUR LES TIQUES</b>	23
<b>I. CLASSIFICATION</b>	23
<b>II. MORPHOLOGIE</b>	25
A. Les caractères des acariens	25
B. Les caractères de la tique	25
a. Le gnathosome	25
b. L'idiosome	27
<b>III. IXODES RICINUS</b>	29
A. Principales caractéristiques morphologiques	29
B. Cycle	29
a. Spécificité	30
b. Description du cycle	31
c. Conditions de développement	32
1. Les seuils de température	33
2 ; Les seuils d'hygrométrie de l'air	33
3. Photopériode	34
C. Les moyens de survie dans le milieu extérieur	35
a. La diapause	35
b. Le stigmaté : lutte contre la perte d'eau	35
1. Constitution du stigmaté chez <i>Ixodes ricinus</i>	35
2. L'atrium	36
3. Lutte contre les pertes d'eau	36

D. Répartition en France	36
E. L'attaque de l'hôte	38
a. Les éléments sensitifs	38
1. Le tarse I : l'organe de Haller	38
2. Les palpes	38
3. Les chélicères	39
4. Les photorécepteurs	39
b. Les étapes du repas sanguin	39
1. Recherche et fixation à l'hôte	39
2. Le repas	41
<b>CHAPITRE II : ANATOMIE INTERNE DE LA TIQUE</b>	42
<b>I. LA CUTICULE</b>	42
A. Structure	42
a. Les couches de la cuticule	42
b. Les variations de la cuticule	43
B. Formation	43
<b>II. BASIS CAPITULI</b>	44
<b>III. LES GLANDES SALIVAIRES</b>	45
A. Morphologie	45
a. Le salivarium	45
1. Topographie	45
2. Physiologie	46
b. Les glandes salivaires	46
B. Histologie des glandes salivaires	46
a. Acinus I	47
b. Les autres types d'acini	48
1. Type II	49
2. Type III	49
<b>IV. LE TUBE DIGESTIF</b>	50
A. La partie antérieure	50
a. Le pharynx	50
1. Les alae chez les autres espèces : définition	51
2. Histologie	51
b. L'oesophage pro-ventricule	52
1. L'œsophage	52



• Anatomie	52
• Histologie	52
2. Le pro-ventricule	52
• Anatomie	52
• Histologie	53
B. L'intestin moyen (mid-gut) : le ventricule et les caeca	53
a. Anatomie	54
b. Histologie	55
1. Les cellules indifférenciées	56
2. Les cellules digestives	56
3. Les cellules sécrétrices	57
4. Les cellules vitellogènes	58
5. La membrane péritrophique	58
c. L'évolution	59
d. La digestion	59
1. Phase de digestion réalisée sur l'hôte	60
2. L'engorgement	61
3. Phase de digestion après détachement	61
C. L'intestin postérieur	62
a. L'élément connectif entre l'estomac et le sac rectal	62
1. Morphologie	62
2. Histologie	63
b. Le sac rectal	63
1. Morphologie	63
2. Histologie	64
c. Le rectum et l'anus	64
d. Les tubes malpighiens	64
1. Anatomie	65
2. Histologie	66
<b>V. L'APPAREIL REPRODUCTEUR</b>	66
A. Anatomie	66
a. L'ovaire	66
b. Les oviductes	67
c. L'oviducte commun	67
d. Le vagin	67

e. Les glandes tubulaires accessoires	68
f. Les glandes lobulaires accessoires	68
B. Histologie	68
a. L'ovaire	68
1. Adulte sortant de sa mue	69
2. Quelques semaines après la mue	69
3. 48h après l'attachement sur l'hôte	69
4. 24h après le fin de l'engorgement et jusqu'à l'oviposition	69
5. Durant l'oviposition	69
b. L'oviducte	70
c. L'oviducte commun	70
d. Le tube connectif	70
e. Le vagin	70
1. La partie cervicale	70
2. La partie vestibulaire	70
f. Les glandes accessoires	71
1. Glandes accessoires tubulaires	71
2. Glandes accessoires lobulaires	71
C. L'organe de Génée	71
a. Morphologie	72
b. Histologie	72
<b>VI. L'APPAREIL RESPIRATOIRE</b>	73
A. Anatomie	73
a. Les trachées	73
b. Les trachéoles	74
B. Histologie	74
<b>VII. L'APPAREIL VASCULAIRE</b>	74
A. Le système circulatoire	74
a. Le cœur	75
1. Structure cardiaque	75
2. Histologie	76
b. Structure du sinus péricardique et des muscles suspenseurs	76
1. Sinus péricardique	76
2. Les muscles suspenseurs	77
• Les muscles suspenseurs dorso-latéraux	77

• Les muscles suspenseurs ventraux-latéraux	77
c. L'aorte	77
d. Les sinus post-aortiques	78
1. Le sinus artériel péri-ganglionnaire	78
2. Le sinus artériel péri-œsophagien	79
3. Les vaisseaux des nerfs podaux	79
4. Les bandes musculaires couvrant les sinus, éléments de contrôle	79
B. L'hémolymphe	80
a. La phase liquide	80
b. Hémocytes	81
<b>VIII. LE SYSTEME NERVEUX</b>	82
A. Le synganglion	82
a. Anatomie	82
1. La partie supra-œsophagienne	82
2. La partie sub-œsophagienne	83
• Les ganglions podaux et olfactifs	83
• Le ganglion opisthosomal	83
• Le plexus nerveux latéral (lateral nerve plexus)	84
b. Histologie	84
1. La neurilemma	84
2. Le périnuerium	84
3. La zone corticale	84
4. Le neurophile	84
B. Le système nerveux périphérique	85
a. Les nerfs podaux	85
b. Les nerfs optiques, palpiaux et chélicériens	85
c. Les nerfs opisthosomaux	86
d. Les nerfs para-spiraculiens (parspiracular nerves)	86
<b>IX. LE SYSTEME MUSCULAIRE</b>	86
A. Les muscles du corps	86
a. Les muscles marginaux	87
b. Les muscles génitaux	87
c. Les muscles postérieurs dorsaux-ventraux du corps	88
1. les muscles postéro-accessoires	88

2. les muscles postéro-médiaux	88
B. Les muscles des pattes	88
<i>Figures n° 1 à 50</i>	90
<b>PARTIE II – ETUDE EXPERIMENTALE</b>	121
<b>CHAPITRE I - MATERIEL ET METHODE</b>	123
<b>I. LE MATERIEL BIOLOGIQUE</b>	123
<b>II. METHODE</b>	123
<b>CHAPITRE II - RESULTATS</b>	126
<b>I. METHODE</b>	126
<b>II. L'APPAREIL DIGESTIF</b>	126
A. Pharynx	127
a. Anatomie	127
b. Histologie	127
B. Œsophage	127
a. Anatomie	127
b. Histologie	127
C. Pro-ventricule	128
a. Anatomie	128
b. Histologie	128
D. Ventricule cæca	128
a. Anatomie	128
b. Histologie	129
E. Le sac rectal	129
a. Anatomie	129
b. Histologie	130
F. Les tubes de Malpighie	130
G. Le rectum et l'ouverture anale	130
<b>III. LES GLANDES SALIVAIRES</b>	130
A. Le Salivarium	130
B. Les canaux salivaires et les acini	131
a. Anatomie	131
b. Histologie	131
<b>IV. LE SYSTEME RESPIRATOIRE</b>	132
A. Les stigmates	132
a. Anatomie	132

b. Histologie	132
B. Les trachées et les trachéoles	133
<b>V. LE SYSTEME VASCULAIRE</b>	133
A. Anatomie	133
B. Histologie	134
<b>VI. LE SYSTEME REPRODUCTEUR</b>	134
A. Les organes génitaux femelles	134
a. Anatomie	134
b. Histologie	135
B. Les organes annexes	136
<b>VII. LE SYSTEME NERVEUX</b>	136
<b>VIII. LE SYSTEME MUSCULAIRE</b>	137
A. Les muscles de la basis capituli	137
B. Les muscles marginaux antérieurs	137
C. Les muscles génitaux	137
D. Les muscles postérieurs dorsaux-ventraux du corps	138
a. Les muscles postéro-accessoires	138
b. Les muscles postéro-médiaux	138
<i>Figures n° 51 à 78</i>	139
DISCUSSION	162
CONCLUSION	168
BIBLIOGRAPHIE	169
ANNEXES	175

# INDEX DES ILLUSTRATIONS

TITRES	pages
Figure 1:Schéma généraliste du gnathosome des tiques dures : basé sur la famille des Ixodidae	90
Figure 2 : Topographie des pièces buccales d' <i>Ixodes ricinus</i> en coupe transversale	90
Figure 3 : Structure des chélicères.	91
Figure 4 : Attachement de la tique	91
Figure 5 : Topographie des différents éléments structuraux chez une femelle Ixodidae	92
Figure 6 : Anatomie externe d'une femelle adulte Ixodidae hypothétique avec les caractères morphologiques utilisés dans les clés de détermination	92
Figure 7 : Schéma récapitulatif du cycle d' <i>I.ricinus</i>	93
Figure 8 : Position d'une femelle <i>I.ricinus</i> lors de l'affût.	93
Figure 9: schéma d'une plaque stigmatique d' <i>I.ricinus</i>	94
Figure 10 : Schéma d'un stigmate d' <i>Ixodes ricinus</i>	94
Figure 11 : Répartition en France de la population d' <i>I.ricinus</i> en 1998	95
Figure 12 : Evolution de la population d' <i>I.ricinus</i> au cours du XXe siècle	95
Figure 13 : Evolution en Sarthe de la population d' <i>I.ricinus</i> en fonction de l'hygrométrie et de la température sur 2 ans	96
Figure 14:Représentation de la position des photorécepteurs et de leur histologie chez les différents stades d' <i>Ixodes ricinus</i>	96
Figure15 : Représentation de la cuticule et de ses différentes couches.	97
Figure16 : Dessins illustrant l'ultra-structure des cellules épidermiques lors de quelques étapes de formation de la cuticule chez les tiques Ixodidae au cours de la mue.	97
Figure 17: Topographie du pharynx et des muscles élévateurs et abaisseurs de la basis capituli.	98
Figure 18 : Morphologie de la basis capituli d'une femelle d' <i>I.ricinus</i>	98
Figure 19 : Topographie des glandes salivaires	99
Figure 20 : Schéma de la topographie d'une section transverse du capitulum au niveau de la valve pharyngienne d'une femelle d' <i>I.ricinus</i> .	99
Figure 21: Photo d'une section transverse du capitulum d'un mâle d' <i>I.holocyclus</i> en microscopie optique.	100

Figure 22 : Illustration des relations entre les différents types d'acini et leur histologie vue en microscopie optique.	100
Figure 23 : Représentation de l'ultra-structure des deux types d'acini	101
Figure 24 : Schéma illustrant la topographie des organes internes d'une femelle de la famille des Ixodoidea en vue dorsale	102
Figure 25 Topographie des différents organes internes chez un mâle <i>D.andersoni</i> en coupe sagittale.	103
Figure 26 : Dessin illustrant les pièces buccales d'une tique de l'espèce <i>D.andersoni</i> selon une section sur le plan sagittal.	103
Figure 27 : Schéma des alae.	104
Figure 28 : Dessin schématique de l'organisation du pro-ventricule ;	104
Figure 29 : Dessin de l'anatomie des différents cæca chez l'adulte <i>O.kelleyi</i> .	105
Figure 30 : Dessin schématique du système digestif et excréteur de <i>D.andersoni</i>	106
Figure 31: Les différentes cellules digestives dans le ventricule d'une femelle <i>B.microplus</i> gorgée.	107
Figure 32 : Coupe transversale d'un intestin d' <i>I.ricinus</i> partiellement gorgée pendant 5 jours	107
Figure 33 : Schéma de l'évolution des cellules digestives selon Agbede	108
Figure 34 : Dessin illustrant le rectum et l'anus en section médiale.	108
Figure 35 : Représentation du tractus reproducteur d'une femelle <i>I.ricinus</i> avec des parties du système excréteur	109
Figure 36 : Représentation schématique en vue dorsale et sagittale des tractus reproducteurs femelles de tique représentative des familles des Argasidae ( <i>O.moubata</i> ), des Ixodoidea-prostriata ( <i>I.ricinus</i> ) et des Ixodoidea-metastriata ( <i>Amb. Hebraeum</i> (a) et <i>H. asaticum</i> (b))	109
Figure 37 : Dessin résumant l'ovogénèse dans un ovaire en coupe transverse	110
Figure 38 : schéma d'une coupe histologique d'un ovaire d'une tique <i>O.kelleyi</i> .	110
Figure 39 : Dessin de coupe histologique transverse de l'oviducte commun d' <i>I.ricinus</i> avec la lumière contenant du sperme.	111
Figure 40 : Dessin illustrant la région antérieure du système reproducteur femelle chez une femelle <i>D. variabilis</i> vierge lors de son repas sanguin en coupe transverse.	112
Figure 41 : Les différentes étapes lors de l'oviposition chez une Ixodoidea	113
Figure 42 : Photo de l'organe de Géné	114
Figure 43 : Dessin illustrant la structure de l'organe de Géné -	114
Figure 44 : Photo en microscopie à balayage montrant la structure des trachées	115

Figure 45 : Dessin représentant la forme et les rapports topographiques du cœur, de l'aorte, des sinus et des vaisseaux chez un mâle <i>Ixodoidea</i> (de taille voisine à <i>D.variabilis</i> ) en coupe sagittale	115
Figure 46 : Représentation du cœur du septum péricardique des muscles suspenseurs et les tissus associés chez <i>Amblyoma tuberculatum</i> en vue ventrale	116
Figure 47 : Dessin représentant la section transverse, au niveau des lettre (b-b') de la figure 45, du sinus ganglionnaire	117
Figure 48 : Reconstruction de synganglion.	118
Figure 49 : Dessin schématique montrant les insertions et terminaisons des muscles dorso-ventraux chez <i>D.andersoni</i> .	119
Figure 50 : Vue oblique latérale des segments d'une patte, des muscles majeurs et de leurs tendons associés, d'une Argasidae (basé sur <i>A. arboreus</i> ).1	120
Figure 51 : schéma en vue dorsale de la topographie des différents organes chez <i>Ixodes ricinus</i> .	139
Figure 52 : schéma en coupe sagittale de la topographie des différents organes chez <i>I.ricinus</i> .	140
Figure 53:photographie du pharynx et de ses rapports observé à la loupe binoculaire.Coloration PAS	141
Figure 54 : photographie d'une section médiale montrant le trajet de l'œsophage au travers du synganglion et son abouchement au pro ventricule à la loupe binoculaire;Coloration Luxol (x5)	142
Figure 55 : photographie et dessin d'observation du pro ventricule en section médiale observé grâce au microscope .Coloration Luxol (x40)	142
Figure 56 : schéma représentant la division du ventricule et ces cæca d' <i>I.ricinus</i>	143
Figure 57 : histologie de la paroi intestinale selon une coupe frontale observée en microscopie optique.Coloration Hémalin-éosine(x40).	144
Figure 58 : anatomie et histologie du sac rectal selon une coupe médiale. Coloration luxol.	145
Figure 59 : coupe médiale de la partie antérieure d'une <i>I.ricinus</i> montrant une partie de glande salivaire observée sous loupe binoculaire. Coloration PAS(x2,5)	146
Figure 60 : représentation de la disposition spatiale des différents acini sur un canal salivaire primaire	147
Figure 61 : Photographie d'un acinus de type I et son dessin descriptif observé en microscopie optique (x40). Coloration PAS	148
Figure 62 : Photographie d'un lobule acinus de type II et son dessin descriptif observé en microscopie optique (x40). Coloration PAS	149
Figure 63 : Photographie d'un lobule acinus de type III et son dessin descriptif observé en microscopie optique (x40). Coloration PAS	150



Figure 64 : Ensemble de photographie en coupe médiale d'un stigmate à différents grossissements en microscopie optique.	151
Figure 65 : Photographie d'une section longitudinale d'une trachée présentant son taenidium en microscopie optique. Coloration PAS:(x40)	152
Figure 66:Photographie en coupe longitudinale montrant l'abouchement de la trachée au sinus péri-ganglionnaire sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x5).	153
Figure 67 : Coupe transverse d'une tique <i>I.ricinus</i> montrant la topographie du système reproducteur observé sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)	153
Figure 68 : Photographie d'un grossissement d'une section transverse d'une portion d'ovaire d'une <i>I.ricinus</i> révélant son histologie en microscopie optique.Coloration Luxol (x40)	154
Figure 69 : Coupe médiale d'une femelle <i>I.ricinus</i> montrant les rapports de l'oviducte commun et du vagin sous loupe binoculaire. Coloration Pas (x2,5)	155
Figure 70 : Détail d'une coupe transverse de l'oviducte commun et du vagin en microscopie optique. Coloration PAS	156
Figure 71 : Détail d'une coupe médiale de l'ouverture génitale d' <i>I.ricinus</i> observé en microscopie optique. Coloration Luxol (x40)	157
Figure 72 : Coupe médiale de la partie dorsale d'une <i>I.ricinus</i> révélant la position de l'organe de Géné sous loupe binoculaire. Coloration PAS(x5)	157
Figure 73 : Coupe transverse au niveau du synganglion d'une <i>I.ricinus</i> , révélant les rapports de celui-ci sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)	158
Figure 74 : Coupe médiale au niveau du synganglion d'une <i>I.ricinus</i> , révélant les rapports de celui-ci sous loupe binoculaire. Coloration Luxol (x2,5)	159
Figure 75 : Coupe frontale au niveau du synganglion d'une <i>I.ricinus</i> , montrant les ganglions podaux sous microscopie optique. Coloration Hémalin-éosine (x 10)	160
Figure 76 : Section transverse d'une <i>I.ricinus</i> montrant l'insertion et la terminaison d'un muscle marginale sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)	160
Figure 77 : Section transverse montrant l'insertion et la terminaison des muscles postérieurs d'une <i>I.ricinus</i> sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)	161
Figure 78 : Section transverse montrant la trajectoire des muscles postérieurs médiaux d'une <i>I.ricinus</i> sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)	161

# INDEX DES TABLEAUX

Tableau I : classification des tiques	23
Tableau II : classification des différentes familles de tiques	24
Tableau III : nomenclature et type cellulaires chez les glandes salivaires d'Ixodidae	48
Tableau IV : composition ionique de l'hémolymphe chez des Ixoidoidea	80

# LISTE DES ABREVIATIONS

LSO : lateral segmental organs

ROC : retrocerebral organ complex

PAS : Periodic Acid Schiff (coloration d'histologie)

AFA : Alcool Formol Acétique (fixateur histologie)

# LISTE DES ANNEXES

Coloration Hematoxyline & Eosine	177
Coloration Luxol Fast Blue	178
Coloration Perls	179
Coloration PAS	180

# INTRODUCTION

Actuellement le réchauffement climatique, entraîne une redistribution de la carte de répartition des maladies vectorielles. Ainsi, la France métropolitaine a rencontré sur son territoire l'arrivée du Chikungunya, de la dengue et essaie de prévenir l'arrivée de la fièvre de la vallée du Nil (due au virus de West Nile). Ces maladies vectorielles transmises par des insectes vecteurs, ont des cycles différents ; mais l'entrée sur le territoire français se réalise par la contamination des vecteurs autochtones. Il incombe ensuite de détruire les populations de vecteurs contaminés pour prévenir l'implantation permanente de ces maladies vectorielles.

Cette lutte contre des maladies vectorielles émergentes en France métropolitaine nécessite de connaître la biologie du vecteur pour mettre en place des mesures adaptées. La lutte contre ces maladies implique quoiqu'il en soit, la connaissance du vecteur et du parasite. Dans les pays tempérés et nordiques, le vecteur primaire d'agent pathogène est la tique.

Ainsi, *Ixodes ricinus* est un vecteur majeur en Europe, elle est notamment porteuse des borrélioses de la maladie de Lyme et de rickettsioses. Cette tique est étudiée dans toute l'Europe afin de comprendre comment elle transmet ces maladies et quelles sont les périodes à risque. Ainsi, les populations d'ixodes et celles des autres genres, sont constamment étudiées afin, de prévoir et de connaître les périodes et les zones à risque.

Toutefois, la compréhension de leur mode d'infestation par les pathogènes vectorisés est actuellement imparfaite. Tout n'est pas connu, l'évitement des défenses de la tique, l'organe où se multiplient des pathogènes et la façon dont les pathogènes se transmettent à la descendance des tiques sont quelques unes des réponses à obtenir.

Quelle que soit la réponse recherchée, il est nécessaire de connaître l'anatomie de la tique. On ne peut espérer localiser l'organe dans lequel se multiplie les pathogènes, si il n'est pas connu et décrit chez la tique.

Dans la bibliographie récente, il nous est apparu que les études d'anatomie interne des tiques sont parcellaires. Nous avons été confrontés soit à des articles se concentrant sur une structure anatomique d'une espèce, soit à des ouvrages de référence synthétisant ces derniers. Ces ouvrages proposaient une vision de l'anatomie interne d'une espèce extrapolée à partir d'un assemblage de genres se trouvant parfois dans des familles diamétralement opposées sur le plan physiologique. Peu d'ouvrages proposaient la description complète d'une seule espèce.

Il nous est apparu intéressant de réaliser la description complète de l'anatomie interne d'*Ixodes ricinus* grâce notamment à une étude histologique.

Dans un premier temps, l'étude bibliographique nous permettra de rappeler le cycle et les conditions de développement d'une population d'*Ixodes ricinus*. Elle sera utilisée ensuite pour établir la description consensuelle de l'anatomie des tiques.

A partir de cette description, nous vérifierons les éléments anatomiques connus chez les femelles *Ixodes ricinus* et déterminerons la présence d'éventuelles variations spécifiques propres à ces femelles.

**PARTIE I**  
**ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE**

# CHAPITRE I

## INFORMATION GÉNÉRALE SUR LES TIQUES

L'ensemble des figures utilisées au sein de cette partie, sont regroupées sur des planches à la fin de cette dernière soit des pages 90 à 120

### I. CLASSIFICATION

Il existe différentes classifications des tiques comme celle proposée par Morel et Camicas [MOREL & CAMICAS : 1977] ou celle de Krantz et Walter [KRANTZ & WALTER : 2009]. La classification proposée dans le tableau I, reporte la position de la sous-classe des acariens dans la taxonomie animale.

Embranchement	<b>Arthropodes</b>	Siebold et Stannius : 1845
Sous-embranchement	<b>Chélicérates</b>	Hemons : 1901
Classe	<b>Arachnides</b>	Lamarck : 1801
Sous-classe	<b>Acariens</b>	Van Der Hammen : 1961

**Tableau I:** classification des tiques [MOREL & CAMICAS : 1977 ; CAMICAS & col.: 1998]

Les tiques sont des arthropodes. Elles présentent une organisation métamérique, un exosquelette et des appendices articulés [KRANTZ & WALTER : 2009].

Elles font partie du sous-embranchement des chélicérates et de la famille des arachnides, leurs pièces buccales sont formées par des chélicères et des pédipalpes.

Ce qui différencie les acariens et les araignées des autres sous-classes des arachnides telle la sous-classe des scorpions est leur absence de segmentation métamérique visible notamment au niveau de l'abdomen.

L'élément discriminant principal entre la classe des acariens et celle des araignées est la disposition des pièces buccales. Celles des acariens sont portées par un gnathosome suivi par le reste du corps (ou idiosome) comprenant les pattes alors que les pièces buccales des araignées sont insérées au niveau du céphalothorax.

La classification proposée par Krantz débute au niveau de la sous-classe des acariens. La sous-classe des acariens est divisée en deux supers-ordres : celui des Parasitiformes et celui des Acariformes. Le super-ordre des Parasitiformes comporte l'ordre des Opilioacarida, l'ordre des Holothyrida, l'ordre des Mesostigmata et enfin l'ordre des Ixodida ce dernier contenant les tiques. Le super-ordre des Acariformes comportant l'ordre des Thrombidiformes et l'ordre des Sarcoptiformes ne sera pas considéré ici.

Super-ordre des PARASITIFORMES						
Ordre	IXODIDA					
Super-Famille	Ixodoidea					
Famille	Argasidae		Nuttalliellidae	Ixodidae		Amblyomidae
Sous-famille	Argasinae	Ornithodorinae	Pas désignée	Ixodinae	Eschatocephalinae	Pas désignée
Genre	<i>Argas</i> <i>Carios</i> <i>Ogadenus</i>	<i>Alectorobius</i> <i>Alveonasmus</i> <i>Antricola</i> <i>Microargas</i> <i>Nothoaspis</i> <i>Ornithodoros</i> <i>Parantricola</i> <i>Otobius</i>	<i>Nuttalliella</i>	<i>Ixodes</i>	<i>Ceratixodes</i> <i>Eschatocephalus</i> <i>Lepidixodes</i> <i>Pholeoixodes</i> <i>Scaphixodes</i> <i>Bothriocroton</i>	<i>Amblyoma</i> <i>Anocentor</i> <i>Anomalohimalaya</i> <i>Aponoma</i> <i>Cosmiomma</i> <i>Dermacentor</i> <i>Haemaphysalis</i> <i>Hyalomma</i> <i>Margaropus</i> <i>Nosomma</i> <i>Rhipicentor</i> <i>Rhipicephalus</i> <i>Boophilus</i>

**Tableau II** : classification des différentes familles de tiques [KRANTZ & WALTER: 2009 ; CAMICAS & col.: 1998 ; PEREZ-EID : 2009]

Le présent travail concerne *Ixodes ricinus* qui appartient au genre *Ixodes* [MOREL & CAMICAS : 1977] Ce genre contient plus de 100 espèces et sous-espèces. La différenciation entre ces espèces est permise par des critères morphologiques. Nous présenterons des critères morphologiques utilisables pour une clé de détermination dans le paragraphe morphologie [CAMICAS & col.:1998].

D'un point de vue phylogénétique [PEREZ-EID : 2009], la famille des Ixodidae (ou Prostriata) aurait une origine plus ancienne que la famille des Amblyomidae (ou Metastrata).



## **II. MORPHOLOGIE**

### **A. Les caractères des acariens** [KRANTZ & WALTER : 2009]

Les acariens ont des pièces buccales faisant partie du gnathosome, le reste du corps étant l'idiosma.

Le gnathosome comporte la basis capituli, les chélicères, les palpes sensitifs et l'hypostome.

L'idiosome contient tous les organes fonctionnels des systèmes nerveux, digestif, respiratoire, excréteur et reproducteur.

L'idiosome comporte également le point d'attache des pattes. Les adultes des acariens, ont quatre paires de pattes ainsi que leurs nymphes, contrairement à leurs larves qui sont hexapodes.

Les stigmates présents sur l'idiosome des adultes et des nymphes sont les orifices du système respiratoire auquel s'abouchent les trachées. La position des stigmates, leurs formes comme leur absence (chez les adultes et nymphes interviennent dans la classification des différents genres des acariens dont les tiques.

### **B. Les caractères de la tique** [KRANTZ & WALTER: 2009 ; SONENSHINE : 1991]

#### ***a. Le gnathosome***

Il est dénommé capitulum. Il comprend une base nommée basis capituli à laquelle se fixent les cinq appendices du capitulum que sont les palpes, l'hypostome et les chélicères et est utilisé pour les clés de détermination, ne se déformant pas lors de l'engorgement.

Le rapport longueur/largeur de la basis capituli, sa forme (rectangulaire...), la présence ou non de cornes basiventrals ou basidorsales (des excroissances ventrale ou dorsale) et la forme du tectum sont autant d'éléments permettant la diagnose de l'espèce.

Le tectum est la partie sclérifiée antérieure de la basis capituli sur lequel viennent s'insérer les sclérites internes qui maintiennent l'hypostome et les fourreaux externes des chélicères [SONENSHINE : 1991 ; PEREZ-EID : 2009].

Ces trois types d'appendices comprenant cinq constituants sont organisés autour de la lumière d'un tube virtuel délimité par ces mêmes appendices tel présenté dans les figures 1 et 2

- L'hypostome forme le plancher et présente de nombreuses dents orientées vers l'arrière, il intervient comme les chélicères dans l'ancrage de la tique à la peau.
- Le reste du tube est formé par les deux chélicères qui viennent coiffer l'hypostome et forme ainsi un canal nourricier.
- De part et d'autre de ce tube se placent les deux palpes.

Ces pièces buccales sont décrites dans différentes publications dont l'article clé d'Arthur sur *Ixodes ricinus* [ARTHUR : 1946]. L'ensemble de la description des pièces buccales se rapporte à

*I. ricinus* et leur disposition est reprise dans la figure 2.

### **Les chélicères** [ARTHUR : 1946 ; SONENSHINE:1991]

Les chélicères sont deux pièces qui se prolongent dans la basis capituli en une base bulbaire pour chaque chélicère comme le présente la figure 3. Dessus se fixent les muscles qui assurent la rétractation des chélicères.

Au dessus de l'hypostome, chaque chélicère est formée par un «axe» creux qui porte à son apex un doigt.

Cet axe est entouré par une gaine différenciée en une gaine interne et une gaine externe qui passe au travers d'un foramen commun aux deux chélicères de la basis capituli nommées : fourreaux. Le fourreau interne est délicat alors que le fourreau externe est très sclérosé par de nombreuses couches de cuticule. Ce dernier, s'attache dorsalement sur le tectum et forme ventralement la plaque sous-chélicérale (voir paragraphe basis capituli).

Le doigt d'*I. ricinus* est formé de deux articles : un article médial qui peut bouger latéro-médialement grâce aux muscles traversant l'axe et s'insérant sur la base bulbaire du chélicère. Sur la figure 3 on peut voir les tendons de ces muscles. L'article externe réside dans une cavité de l'article interne et se meut avec lui.

Au repos, une capuche translucide recouvre les chélicères. La chélicère est rétractée par une paire de muscles insérés sur l'extrémité postérieure des gaines (non visible extérieurement) et fixés à la face interne de la cuticule dorsale de l'idiosome postérieurement au scutum, ce qui sera explicité dans le paragraphe basis capituli via la figure 12. Lorsque la pression hydrostatique de la tique est augmenté par une contraction généralisée des muscles, les chélicères s'extériorisent et dépassent l'hypostome, ils sont arrêtés alors par leur base bulbaire qui vient buter sur le foramen de la basis capituli. L'article externe des chélicères porte des mécanorécepteurs et des chémorécepteurs.

### **Les palpes** : [ARTHUR : 1946 ; SONENESHINE : 1991]

Les palpes n'interviennent pas dans l'attachement à l'hôte, ils se positionnent médialement et horizontalement à la peau lorsque la tique se nourrit comme le présente la figure 4. Chaque palpe est formée de quatre articles avec un dernier article réduit et qui s'emboîte dans une cavité de l'article trois ; sur cet article quatre se trouvent des chémorécepteurs.

### **L'hypostome** : [ARTHUR : 1946]

C'est l'organe d'ancrage de la tique dans les tissus de l'hôte, il comporte des rangées de dents sur sa face ventrale externe.

Les dents sont organisées de telle façon que celles sur les côtés de l'hypostome sont les plus solides.

L'apex de l'hypostome est aplati facilitant son insertion dans la peau de l'hôte. Sa forme est celle d'un héli-cylindre avec les bords latéraux remontant légèrement comme montré sur la figure 1. Il présente une gouttière au centre de la face dorsale qui continue à l'intérieur de la basis capituli en une gouttière hypostomale.

On peut noter également dans cette gouttière hypostomale la présence d'un stylet oral sur le tiers de la longueur postérieure de l'hypostome. Ce stylet fusionne aux parois de l'hypostome au niveau de son pôle caudal : les parois de l'hypostome et le stylet forment à ce niveau l'ouverture du pharynx.

### **b. L'idiosome** [KRANTZ : 2009 ; PEREZ-EID : 2009]

Le tégument des tiques est formé de parties d'aspect lisse et de plaques sclérifiées nommées sclérites. Ce sont ces sclérites qui permettent la différenciation entre les tiques molles (qui n'en ont pas) et les tiques dures dont fait partie les *Ixodes*. La disposition et la topographie des éléments structuraux nommés ci après se retrouvent sur les figures 5 et 6.

L'organisation des sclérites présente un dimorphisme sexuel :

- sur le dos des femelles se trouve une sclérite nommée scutum qui recouvre moins de la moitié du dos, le reste du tégument dorsal d'aspect lisse est appelé alloscutum. Le ventre présente des sclérites au niveau des coxae en plus des plaques stigmatiques qui entourent les stigmates et des plaques qui entourent l'anus.

- le dos des mâles présente une sclérite dorsale couvrant tout le dos nommée conscutum, la partie antérieure correspondant au scutum des femelles est nommée pseudoscutum.

La sclérification ventrale des mâles comprend comme chez les femelles les coxae voire les stigmates mais peut concerner l'ensemble du ventre (selon les espèces) grâce à des plaques supplémentaires.

Le scutum présente des ornements notamment des sillons, tels les sillons cervicaux et les sillons latéraux [KRANTZ & WALTER : 2009].

#### **L'ouverture génitale :**

Elle permet de différencier les mâles et les femelles des autres stades parasitaires. En effet, elle est absente chez les larves et les nymphes [PEREZ-EID : 2009].

#### **L'ouverture anale :**

Elle forme un système complexe avec l'existence d'un anneau chitinisé sur lequel se placent de puissants muscles commandant les deux plaques annales. Les deux plaques annales s'articulent avec l'anneau chitinisé via une membrane élastique. Ce système permet de faciliter l'évacuation des fèces qui durcissent rapidement étant très chargées en guanine [DOUGLAS : 1943 ; PEREZ-EID : 2009].

#### **Les pattes** [KRANTZ & WALTER : 2009 ; PEREZ-EID : 2009]

Au nombre de huit chez les adultes et les nymphes et de six chez les larves, elles sont formées de six articles terminés par une griffe accompagnée d'une ventouse ou pulville. On peut nommer ces six articles du corps de la tique vers l'extrémité : coxa, trochanter, fémur, genu, tibia, et tarse.

Ces articles sont connectés l'un à l'autre par une cuticule articulaire souple.

Les coxae sont insérées sur les bords ventraux de l'idiosome, et leurs mouvements sont limités. Leurs formes sont utilisées dans la classification des tiques elles sont donc numérotées pour faciliter la détermination (coxa I - coxa II - coxa III - coxa IV) par hémi-côté du capitulum vers l'idiosome

Les autres segments sont plus mobiles. Le mouvement le plus développé est la flexion et

l'extension permettant aux pattes de se replier sous le corps de la tique (assurant leur protection) ou de s'allonger pour le déplacement de la tique et la position d'affût de l'hôte.

Enfin à l'extrémité de la patte 1, sur le tarse se trouve l'organe de Haller qui est un organe sensitif important.

### **L'organe de Haller** [LEES : 1948 ; FOELIX & AXTELL : 1971]

Cet organe présente, comme montré sur la figure 2, deux parties :

- une zone en dépression, antérieure avec des soies raides
- une capsule enfermant un certain nombre de «poils» sensitifs

Cet organe est extrêmement étudié, du fait des rôles importants qu'il semble avoir. Nous en reparlerons plus loin. Il est présent dans tous les stades parasitaires, avec une complexité plus importante chez l'adulte.

### **Les stigmates (ou spiracles)** [KRANTZ & WALTER : 2009]

Les tiques adultes et leurs nymphes ont une respiration trachéale alors que les larves ont une respiration transcutanée [PEREZ-EID : 2009]. Cette respiration trachéale débouche à l'extérieur au niveau de deux stigmates positionnés symétriquement selon l'axe sagittal.

Le positionnement des stigmates sur le corps et leur forme sont utilisés pour classer les espèces [KRANTZ & WALTER : 2009].

Astigmata : les stigmates sont absents

Métastigmata : les stigmates sont situés au niveau de la coxa IV.

Notostigmata : les stigmates sont localisés sur le dos de l'idiosome.

Prostigmata : les stigmates sont situés soit à la base des chélicères soit sur les «épaules».

Cryptostigmata : les stigmates sont cachés au niveau des coxae.

Tetrastigmata : deux pores ayant une structure similaire aux stigmates, donnent l'impression qu'il y a quatre stigmates.

Mesostigmata : les stigmates sont positionnés latéromédialement sur l'idiosome.

Le groupe des Métastigmata comprend les tiques dont les stigmates sont situés chez ces dernières en arrière des deux coxae IV.

Le rôle des stigmates [PUGH & col.: 1988] est primordial pour éviter la dessiccation des tiques : il sert de barrière passive pour la diffusion de la vapeur d'eau. Ce rôle est vital lors de la phase libre (soit 99% du temps de vie : la tique est libre dans l'environnement extérieur) car l'apport d'eau est alors limité. Le stigmate peut ainsi se fermer ou s'ouvrir pour limiter les pertes en eau.

La concentration en CO<sub>2</sub> est l'élément déclencheur de ces ouvertures – fermetures. *Amblyomma variegatum* en période quiescente ouvre ces stigmates 4 à 7 minutes par heure (lorsqu'elle est active, les stigmates s'ouvrent plus longtemps).

### **III. IXODES RICINUS**

Les éléments de morphologie décrits ci-dessus peuvent être utilisés pour différencier les tiques :

L'organe de Haller, les sclérites, les stigmates, le gnathosome, sont autant d'éléments non déformés lors de l'engorgement utilisables pour la classification [PEREZ-EID: 2009]. La figure 6 montre les éléments utilisables pour déterminer les différentes espèces de tiques.

#### **A. Principales caractéristiques morphologiques**

*I. ricinus* est une espèce longirostre ayant un sillon anal en U inversé. Les festons situés sur le bord postérieur du corps sont absents chez les Ixodes [GUETARD : 2001].

La morphologie externe de la femelle *I. ricinus* est détaillée par Pérez-Eid, sa taille en moyenne est de 4mm à jeun [PEREZ-EID : 2009].

##### **En face dorsale**

Le capitulum est légèrement plus long que large avec une allure longiligne. La pente du tectum est modérée qui, avec des palpes et l'hypostome allongé, confirme cet aspect longiligne.

L'hypostome a des dents aiguës et un apex arrondi. La basis capituli de forme sub-triangulaire présente à l'arrière des cornes basi-dorsales à peine marquées. Les aires poreuses, larges, sont séparées l'une de l'autre par moins de la largeur d'une d'elle.

Le scutum est globalement arrondi à peine plus long que large, sa largeur maximale étant au voisinage de la moitié de sa longueur. Son bord postérieur est nettement arrondi et présente des sillons cervicaux et scapulaires nets, les derniers atteignant le bord du scutum ; Les soies dorsales sont longues sur le scutum et surtout sur l'alloscutum.

##### **En face ventrale**

La basis capituli présente des cornes basi-ventrales formant un angle droit. On observe une épine externe sur les quatre paires de coxae mais faiblement marquée sur les coxae IV. On note une épine interne longue sur la coxa I atteignant la partie antérieure des coxae II, peu visible sur les autres coxae. Les coxae I sont en fait des syncoxae dont la partie striée est difficile à voir.

Les syncoxae sont des coxae présentant une structure mixte : un tégument sclérifié (comme sur les autres coxae) et sur le bord postérieur un tégument strié lamelleux.

#### **B. Cycle [BUSSIERAS & CHERMETTE : 1991]**

Un cycle évolutif étant le déroulement des étapes nécessaires au développement d'un individu d'une génération à une autre, il est nécessaire de le caractériser pour chaque espèce.

Chez la tique, le cycle parasitaire peut être caractérisé par :

- Le nombre d'hôtes parasités au cours d'un cycle :

Si la tique parasite trois hôtes différents au cours du cycle, elle est dite triphasique.

Si seulement deux hôtes sont parasités, la tique est dite diphasique.

Peu de tiques sont monophasiques, elles n'ont alors qu'un hôte unique.

- La vie libre (hors de l'hôte) permet le classement en trois catégories selon l'habitat :

Les tiques exophiles restent à l'extérieur,

Les tiques endophiles ont un habitat très spécialisé comme les terriers ou les bâtiments.

Enfin les tiques mixtes présentent une variation de caractères : elles sont endophiles ou exophiles selon leurs stades.

- La spécificité : on distingue trois niveaux de spécificité

Les tiques ubiquistes, qui sont peu spécifiques et se nourrissent sur n'importe quelle espèce animale.

Les tiques sélectives orientées vers un groupe de vertébrés : l'absence de ce groupe entraîne la disparition de la tique.

Les tiques spécifiques, associées à une ou plusieurs espèces précises comme *Rhipicephalus sanguineus*, tique spécifique du chien.

- Une tique peut parasiter une ou plusieurs espèces pendant leur différents repas, elles peuvent être alors :

Monotropes : elles parasitent la même espèce pendant les trois stades de sa vie, mais sur des individus différents.

Ditropes : la larve et la nymphe parasitent les petits mammifères et l'adulte les grands mammifères.

Télotropes : elles parasitent de nombreuses espèces différentes à chaque stade.

La présentation du cycle d'*I. ricinus* permet sa caractérisation.

### **a. Spécificité**

Les larves et nymphes parasitent tous les vertébrés terrestres alors que les adultes manifestent un tropisme envers les grands vertébrés terrestres.

Jusqu'alors, les nymphes et larves ont été présentées comme étant uniquement sur les petits animaux : [OLIVIER jr : 1989 ; SONENSHINE : 1991] ; mais cela est maintenant remis en cause par différentes observations [GRAY : 1998 ; PEREZ-EID : 2009]. Il semblerait que les nymphes et larves n'étaient jusqu'alors pas recherchées sur les grands animaux, d'où la fausse idée qu'ils ne parasitaient pas les grands animaux.

L'adulte se fixe préférentiellement sur les grands animaux : cerf, chevreuil, homme... [PEREZ & ROHDAIN : 1977]. Cette préférence d'hôte est surtout mécanique : une femelle *Ixodes* à jeun de 4 mm qui se fixerait sur un campagnol roussâtre de 10 cm et d'un

poids de 20 g [PEREZ-EID : 2009] peut difficilement atteindre sa taille gorgée de 1,5-2 cm. Elle serait enlevée par l'hôte avant d'atteindre sa taille optimale (ou nuirait à la vie de l'hôte).

Ainsi, on trouve des femelles d'*I. ricinus* sur des animaux un peu plus gros, tels que les hérissons ou les lièvres, animaux qui ont la taille minimale pour permettre le développement des adultes [GRAY : 1998]. Il s'agit d'une espèce télotrophe et ubiquiste.

**b. Description du cycle** [PEREZ & RODHAIN : 1977 ; OLIVIER jr : 1989 ; SONENSHINE : 1991 ; PEREZ-EID : 2009]

*Ixodes ricinus* présente quatre stades différents : œuf, larve, nymphe et adulte.

Il n'y a qu'un stade nymphal. Le dimorphisme sexuel est visible uniquement chez les adultes, ainsi lorsqu'on parle de mâles ou de femelles, on fait implicitement référence à des adultes. Ce cycle est repris dans la figure 7.

*Ixodes ricinus* est une espèce à cycle triphasique. Chaque stade parasitaire -larve, nymphe et adulte- après leur unique repas (un repas par stade), ont une phase à terre. Au cours de celle-ci, se prépare et se produit la mue, c'est également à cette période qu'une éventuelle diapause peut avoir lieu.

### **L'adulte**

On considère souvent que seule la femelle se nourrit [PEREZ-EID : 2009] et qu'elle seule recherche un hôte activement, la majorité des accouplements se déroulant à terre [OLIVIER jr : 1989 ; GRAY : 1998 ; PEREZ-EID : 2009]. Toutefois, la femelle *I. ricinus* non fécondée, peut commencer son repas, mais doit attendre d'être fécondée pour finir son repas sanguin. Ce qui implique que le mâle recherche un hôte et détermine deux phases de repas sanguin chez la femelle :

Une phase d'engorgement lente,

Une phase d'engorgement rapide, possible qu'une fois accouplés, la femelle s'engorge environ cent fois son poids non gorgé [FLYNN & REUBEN KAUFMAN : 2010].

Elle nécessite un accroissement continu de sa quantité de cuticule pour permettre cet engorgement [FLYNN & REUBEN KAUFMAN : 2010]. Le repas dure entre 8-10 jours. La transmission éventuelle de parasites se fait au cours de la phase d'engorgement rapide.

Sans accouplement, la femelle ne peut pas finir son repas et reste accrochée à l'hôte à attendre le passage d'un mâle.

Cette caractéristique implique la présence de mâle sur l'hôte.

Le mâle recherche donc activement un hôte où il reste pour de longues périodes afin de s'accoupler avec les femelles. Il prendrait soit de petits repas sporadiques [PEREZ & RODHAIN : 1977], soit il jeûnerait [SONENSHINE: 1991].

### **L'accouplement**

Cette étape qui se déroule à terre ou sur l'hôte est primordiale pour la suite du cycle. Le mâle utilise ses chélicères pour récupérer un spermatophore se formant à l'extérieur de son corps grâce à du matériel éjaculé au niveau de son ouverture génitale [SONENSHINE : 1991]. Il utilise ensuite ses chélicères pour l'introduire dans les voies génitales de la femelle [PEREZ-EID :

2009].

### **La ponte**

La femelle doit atteindre un poids minimal de 120mg [BOWESSIDJAOU & col.: 1977] lié indirectement à un volume de sang absorbé. Elle est alors suffisamment gorgée pour une ponte nombreuse et se laisse tomber à terre, afin de pondre dans un abri adapté. Entre la chute et la ponte, deux mois en moyenne s'écoulent, durée au cours de laquelle, le sang est digéré et l'ovogenèse se termine.

Après la ponte, la femelle meurt, laissant entre 500 à 3000 œufs qui vont éclore en six à huit semaines selon les conditions climatiques du milieu.

### **Stade larvaire**

La larve qui en sort a besoin de durcir ses téguments, d'éliminer des déchets métaboliques, et de perdre une certaine quantité d'eau avant de partir à la recherche d'un hôte. Au bout de deux semaines environ, elle part en chasse et se nourrit en trois à sept jours sur son hôte. Sa pupaison de quatre à huit semaines libère au sol une nymphe.

### **Stade nymphal**

La nymphe de même que la larve doit attendre d'éliminer les déchets et de durcir son tégument. Après son repas de trois à sept jours, la nymphe passe plus de temps au sol que la larve : de l'ordre de deux à cinq mois avant de muer en adulte. Le cycle est repris dans la figure 7.

*I. ricinus* est une espèce à cycle triphasique, exophile, ubiquite et télotrophe.

### ***c. Conditions de développement***

Dans le laboratoire la réalisation d'un cycle complet avec le contrôle des températures et d'hydrométrie peut nécessiter trois à quatre mois. Dans la nature de nombreux éléments interviennent [SONENSHINE : 1991].

Le suivi des populations de tiques et de leurs périodes de plus grande activité, montre des variations dans ces périodes selon l'année considérée [PERRET & col.: 2000].

L'activité de la tique, notamment la recherche d'hôte, conditionne la taille de la population des tiques de l'année. Les éléments expliquant ces variations sont la température, l'hygrométrie et la photopériode. Les seuils d'influence de ces éléments sont spécifiques d'une espèce de tique induisant des aires de répartition distinctes.

### **Température et hygrométrie [GRAY : 1998 ; PERRET & col.: 2000 ; JENSEN : 2000]**

Il est difficile de séparer ces deux facteurs dans la nature. La tique suit une nécessité impérative, celle d'éviter la dessiccation entraînant sa mort.

*I. ricinus* recherche des hôtes afin de se nourrir de leur sang et chasse ceux-ci en affût. Son affût consiste en une embuscade : juché en haut d'un élément de végétation les pattes détendues, comme le présente la figure 8. Elle perd de l'eau au cours de cet affût.

Le comportement des tiques est conditionné par cette perte d'eau. Pour sa survie, la tique



développe un comportement d'absorption active de l'eau primant sur tout autre comportement tel l'affût.

Cette priorité donnée à l'absorption d'eau est plus importante chez la nymphe que chez la tique adulte [PERRET & col.: 2000].

Tant que son corps n'a pas perdu trop d'eau, la tique reste à l'affût. Dès que la perte d'eau est trop importante, elle redescend au niveau du sol dans des lieux à forte hygrométrie pour reconstituer ses réserves par une absorption active de l'eau.

Ainsi, une température de 24°C combinée à une hygrométrie relative de 80 % entraîne un géotropisme positif sur tous les stades parasitaires d'*I. ricinus*.

L'augmentation de la température et la baisse de l'hygrométrie sont toutes les deux responsables d'une augmentation des pertes en eau qui nuisent à la longévité de la tique. Les mouvements occasionnés pour le retour au sol et l'absorption active de l'eau puisent dans les réserves énergétiques limitées du repas précédent de la tique.

Les tiques pouvant également geler, elles s'abritent lorsque les températures deviennent négatives.

Pour limiter les pertes en eau, les mouvements sont si possible réalisés la nuit [PERRET : 2003].

### **1. Les seuils de température** [PERRET & col.: 2000]

Des seuils supérieurs et inférieurs ont été établis en utilisant la température moyenne atmosphérique. La prise en compte de la température moyenne atmosphérique sur cinq jours permet de prédire l'affût ou non des tiques en lissant les écarts de températures journaliers, une tique ne s'activant plus dès qu'il fait 5°C.

Si cette température moyenne est supérieure à 7°C, on détecte chez *Ixodes ricinus* une activité d'affût. On note toutefois des extrêmes [PERRET & col.: 2000] :

- température moyenne inférieure à -1,2°C : pas d'activité d'affût d'*I. ricinus*

- température moyenne de 5,2°C : on peut collecter des tiques avec un drapeau [PERRET & col.: 2000]. Les tiques immatures présentent un géotropisme positif quand la température atteint les 24°C.

Une température adaptée est requise pour les différentes phases de «mue» et d'éclosion des œufs [ESTRADA-PEÑA & VENZAL : 2006], une température de 22°C semble optimale [PEREZ & RODHAIN : 1977].

D'autres études considérant uniquement la température du sol [JENSEN : 2000], retrouvent un effet similaire à l'étude de Perret [PERRET & col.: 2000] mais moins important. Ils échangent dans ces études le terme de températures avec celui de radiations solaires.

### **2. Les seuils d'hygrométrie de l'air** [GRAY : 1998 ; JENSEN : 2000 ; PERRET & col.: 2000]

L'hygrométrie doit être mesurée au niveau de l'habitat d'*I. ricinus*, soit au niveau du sol et des hautes herbes. Dans les études deux seuils sont utilisés pour l'hygrométrie de l'air :

- une hygrométrie relative de 80%

- un déficit de saturation de l'ordre de 4,4mm de Hg.

Ces seuils étant les mêmes, nous utiliserons le seuil d'hygrométrie relative à 80 %.

Les tiques et les nymphes d'*I. ricinus* recherchent un habitat présentant une hygrométrie constante toute l'année de plus de 80% [GRAY : 1998], qui leur permettront l'absorption active d'eau au sol.

Grâce à la combinaison des deux facteurs : on peut déterminer deux périodes d'activité des tiques : une importante au printemps et au début de l'été, une plus faible en automne alors que les conditions de température et d'hygrométrie sont similaires à celle du printemps. La photopériode et le phénomène de diapause sont responsables de cette moindre activité [GRAY : 1998].

### 3. *Photopériode* [BELOZEROV : 1982]

La photopériode est très importante dans les régions tempérées.

La longueur des jours avec l'existence de seuils de durée d'ensoleillement est responsable des phénomènes de diapauses. Ce seuil variant selon la latitude de l'endroit étudié [ESTRADA-PEÑA & col.: 2004], favorise la survie d'*I. ricinus* à l'hiver et est également thermolabile : la longueur de jour nécessaire pour sortir ou entrer en diapause est diminuée si les températures sont élevées [ESTRADA-PEÑA & col.: 2004]. A 21°C la diapause est non effective même si le raccourcissement des jours est réel.

La photopériode entraîne deux sortes de réaction : une réaction jours longs et une réaction jours courts.

La réaction jours longs a tendance à entraîner la sortie du repos des différents stades chez *I. ricinus*.

La réaction jours courts est une tendance à l'entrée en diapause [BELOZEROV : 1982 ; ESTRADA-PEÑA & col.: 2004].

Cette diapause est la raison du «faible» pic d'activité en automne [GRAY: 1998]. Les individus *I. ricinus* rentrent d'autant plus vite en diapause qu'ils sont âgés [BELOZEROV : 1982].

Ces trois paramètres permettent de prédire les périodes d'activité des tiques grâce à des modèles météorologiques [BEUGNET & col.: 2009] utilisés notamment dans le service fleat tick risk de Merial.

Leurs influences peuvent entraîner une réduction de l'activité des tiques voire de la population.

Toutefois les capacités de résistance d'*I. ricinus* aux conditions environnementales sont très importantes :

- La température critique de la cire de l'épicuticule au-delà de laquelle la perméabilité, donc la perte en eau majeure induite est incompatible avec la survie, est de 32°C [PEREZ & RODHAIN : 1977].

- *Ixodes ricinus* peut résister à des températures inférieures à -8°C pendant quatre jours en moyenne. L'espèce est présente dans la taïga occidentale russo-sibérienne où des températures moyennes quotidiennes de -10°C sont relevées pendant 70 à 80 jours [PEREZ & RODHAIN : 1977].

Cette résistance explique la grande variation dans la durée des cycles, allant des cycles rapides (lorsque toutes les conditions favorables sont réunies, notamment en laboratoire de 4-5 mois) aux cycles longs de 2 ans à 7 ans. Dans nos régions, les cycles ont une durée moyenne de 2-3 ans [PEREZ & RODHAIN : 1977].

## **C. Les moyens de survie dans le milieu extérieur**

### ***a. La diapause***

La diapause correspond à une limitation de l'activité des tiques et à un ralentissement du métabolisme basal. C'est un mécanisme prévenant l'apparition de conditions climatiques défavorables et non une réponse aux conditions défavorables.

Il y a deux types de diapause :

Les diapauses comportementales, tel l'arrêt de l'affût.

Les diapauses morphologiques que sont l'arrêt de développement d'un stade. *I. ricinus* par exemple est capable de stopper son embryogenèse et la mue de ses différents stades [BELOZEROV : 1982 ; OLIVIER jr : 1989].

### ***b. Le stigmat : lutte contre la perte d'eau.***

#### ***1. Constitution du stigmat chez Ixodes ricinus*** [SONENSHINE : 1991 ; PUGH & col.: 1988]

Cette structure est finement décrite en microscopie électronique. Les figures 9 et 10 reprennent les éléments nommés ci-dessous.

La plaque stigmatique allongée est limitée par un repli de cuticule. La plaque elle, présente des aérophytes «porte d'air» arrangés en cercles concentriques autour d'une macula centrale.

En-dessous de chaque aérophyte se trouve une chambre primaire. La chambre primaire débouche ensuite dans un dédale de petites chambres secondaires et des glandes hypodermes sont en contact direct avec la chambre primaire par de fins tuyaux.

Les chambres secondaires sont connectées entre elles et à l'espace sous-ostial, espace situé en-dessous de l'ostium. Cet espace est relié à l'atrium trachéal où s'abouche les troncs trachéaux.

Les aérophytes sont positionnés en cercles concentriques et présentent un diamètre croissant proportionnellement à leur éloignement de la macula. La macula est partiellement entourée par l'ostium qui est une fissure en croissant.

**En-dessous de chaque aérophyte**, se trouvent les chambres primaires en forme de cloche. Elles communiquent entre elles, via le réseau de chambres secondaires et reçoivent des sécrétions via des canaux glandulaires, les glandes se trouvant, elles, au niveau de l'hypoderme.

**Les chambres secondaires** : Il s'agit de simples tubes. Elles communiquent par des fentes entre elles et avec les chambres primaires et périphériques. Elles sont délimitées par 4-5 pédicelles. Ces pédicelles présentent une lumière centrale, sont plus ou moins rectangulaires, et sont des colonnes reliant la plaque stigmatique et la plaque basale. Ces pédicelles sont frangés.

**Les chambres périphériques** : Elles se trouvent en-dessous du dernier anneau d'aérophytes

et sont similaires aux chambres primaires hormis l'absence de canaux glandulaires associés. Elles communiquent avec le labyrinthe. Ce labyrinthe est formé par le réseau des chambres secondaires.

## **2. L'atrium**

Dessous l'ostium, se trouve l'espace sous-ostial en forme de fer à cheval. Le labyrinthe est connecté via des fenestrations à cet espace. En-dessous de cet espace se trouve l'atrium trachéal qui présente des murs plissés. Il est séparé de l'espace sous-ostial par une protrusion bulbeuse murale : la valve atriale. Cette dernière est actionnée par des muscles. Enfin à la base de l'atrium trachéal s'ouvrent les troncs trachéaux majeurs.

L'atrium est formé, chez *O kelleyi* ; d'une couche de cellules hypodermiques qui, au niveau de leur pôle apical, sont recouvertes par une couche de cuticule, ces cellules hypodermiques sont en continuité avec les cellules constitutives de l'épiderme [SONENSHINE : 1970].

## **3. Lutte contre les pertes d'eau** [PUGH & col.: 1988]

Le stigmat est la porte des échanges gazeux. Son contrôle est primordial pour limiter la perte d'eau. Ainsi, la fermeture du stigmat est un mécanisme important. Selon des auteurs tels Mellanby ou Sonenshine, l'ostium remplit ce rôle. Mais Pugh n'a pas réussi à observer l'ouverture de l'ostium, et en accord avec Hinton, Il pense qu'il s'agit plus du reste de tube ecdysial.

Pour Pugh, la valve atriale est la structure mobile permettant de clore les échanges gazeux.

En plus de cette fermeture, s'ajoute la complexité du labyrinthe. L'air qui ne peut entrer que via les aérophyles, si l'ostium est non fonctionnel, est énormément freiné par les pédicelles frangés. Cette réduction de vitesse rend possible l'existence de gradient d'humidité sous la plaque stigmatique, le gradient d'humidité étant croissant des chambres périphériques à l'espace sous-ostial.

Ces mécanismes structuraux du stigmat sont autant d'éléments assurant la limitation des pertes en eau par la respiration.

## **D. Répartition en France** [PEREZ & RODHAIN : 1977 ; PEREZ-EID : 2009]

L'aire de répartition d'*Ixodes ricinus* s'étend de la France à la Russie en passant par la Suisse, mais au sein de cette aire de répartition, elle n'est pas représentée de manière uniforme.

En effet, c'est principalement la végétation qui assure la régulation thermique et hydrique au niveau de l'habitat de la tique. L'hygrométrie relative supérieure à 80 % nécessaire à *Ixodes ricinus*, impose un type de couvert végétal permettant le maintien de ces taux d'hygrométrie.

Ainsi en France, ces conditions de couvert permettaient déjà sa présence dans plus de 60 départements français en 1972 [RAGEAU : 1972]. Actuellement, on estime qu'elle est présente dans toute la France hormis en altitude (au-dessus de 1300m-1500m) et les biotopes secs méditerranéens ; sa présence dans des microclimats est toutefois possible [PEREZ-EID : 2009]. On peut observer son aire de répartition en 1998 sur la figure 11.

L'habitat typique en France d'*Ixodes ricinus* est formé par les forêts de feuillus tels que les chênes, les châtaigniers... Les pâturages de la France tempérée présentent la plus grande population d'*I. ricinus* avec notamment les bocages qui avec les zones à fougère lui assurent un excellent abri [PEREZ-EID : 2009].

L'activité humaine peut augmenter son aire de répartition : les forêts d'épineux ne sont pas un de ses milieux de prédilection mais l'accumulation d'humus suite à l'abattage des arbres permet son développement [GEORGE & CHASTEL : 2002]. En 1998, *I. ricinus* était absente dans 11 des 95 départements métropolitains français, voir figure 11.

En France, on observe deux pics d'activité de la tique : un au printemps, l'autre en automne [L'HOSTIS & col.: 1995].

La contamination des pâtures est d'autant plus importante si elles se trouvent à proximité d'un habitat très infesté, comme une forêt de feuillus. L'étude de L'Hostis en Sarthe permet d'explicitier les relations températures - hygrométries dans des pâtures françaises tel que cela est reporté dans la figure 13 [L'HOSTIS & col.: 1995].

Actuellement le réchauffement climatique entraîne le questionnement suivant : quelle sera l'évolution des populations de vecteurs de maladie ?

En 1972, 62 départements étaient notés comme présentant une population conséquente d'*I. ricinus* [RAGEAU : 1972]. En 1998, 84 départements sont concernés.

L'étude d'Estrada-peña permet de comprendre quelles évolutions sont nécessaires pour qu'un habitat devienne favorable à *I. ricinus*. Son étude porte sur le XX<sup>e</sup> siècle [ESTRADA-PEÑA & VENZAL : 2006].

Il a combiné les données météorologiques et des données sur la présence d'*Ixodes ricinus* en Europe de 1900 à 1999. En limitant la variabilité saisonnière par la considération de « Clusters » de 10 ans, il a pu retirer des informations sur les évolutions permettant l'adaptation de l'habitat à *Ixodes ricinus*.

Il rapporte l'apparition de zones où l'installation d'une population de tiques a été possible (notamment en France, en Irlande et en Angleterre).

Cette apparition était corrélée positivement par la quantité de pluie en été et négativement avec la quantité totale de précipitations tombées par an.

L'apparition de populations sans maintien constant (random increase or decrease), première étape avant la mise en place d'une population stable, a été permise par les températures fortes en été qui sont un facteur limitant pour les zones de climat de l'Italie, de l'Espagne et du Portugal alors qu'elles sont favorables pour les zones d'Europe Centrale notamment la Scandinavie. La différence étant l'importance de ces températures : en Espagne et au Portugal elles peuvent dépasser les 32°C et nuisent à *I. ricinus*. En Scandinavie, elles n'atteignent pas ces valeurs et favorisent le cycle. Les pluies d'été ont globalement le même effet que pour la mise en place d'une population stable.

Les différentes zones sont reprises dans la figure 12

## **E. L'attaque de l'hôte**

Un stade parasitaire à l'affût, passe par une série de comportements pour permettre l'atteinte du stade suivant.

La position de l'affût présenté sur la figure 8, révèle la nécessité de la présence d'éléments sensitifs pour permettre la reconnaissance de son environnement et de l'hôte.

### **a. *Les éléments sensitifs***

Les tiques ont des sensilles sensitives réparties sur l'ensemble de leurs corps. Elles ont souvent un rôle mixte. Les organes sensitifs qui se trouvent sur l'ensemble de son corps sont : des chemosensilla, des méchanosensilla et des thermosensilla [SONENSHINE : 1991].

Ces sensilles peuvent se rassembler en différents organes sensitifs [WALADDE & RICE : 1982 ; SONENSHINE & col.: 1986] en relation avec son comportement d'affût.

On les regroupe en quatre localisations :

- au niveau du tarse de la première paire de pattes où se trouve l'organe de Haller,
- au niveau des palpes,
- au niveau des chélicères,
- au niveau du dos : les soies tactiles et les photorécepteurs.

#### **1. *Le tarse I : l'organe de Haller*** [LEES : 1948 ; FOELIX & AXTELL : 1971]

L'organe de Haller a un rôle primaire d'olfaction. Mais son anatomie révèle un ensemble de récepteurs dont les rôles sont plus ou moins connus.

Il présente comme montré sur la figure 2, deux parties :

- une zone en dépression, antérieure avec des soies raides,
- une capsule enfermant un certain nombre de «soies» (setae) sensitives.

Il est présent dans tous les stades parasitaires, avec une complexité plus importante chez l'adulte.

Les soies ont des rôles variés selon leur ultra-structure. On repère ainsi des mécanorécepteurs et des thermorécepteurs qui associés aux chémorécepteurs forment un organe de détection complexe. Des sensilles du fait d'analogie de forme à celle des insectes aurait un rôle d'hygrosensilla [LEES : 1948 ; SONENSHINE : 1991]. On retrouve également des sensilles organisées derrière l'organe de Haller.

#### **2. *Les palpes***

Sur l'article 4 des palpes, se trouvent là principalement des sensilles qui un rôle gustatif (chémorécepteurs gustatifs), combinées avec des mécanorécepteurs voire des thermorécepteurs [WALADDE & RICE : 1982 ; SONENSHINE : 1991].

La différence entre des chémorécepteurs gustatifs et olfactifs, est plutôt liée à la concentration des substances nécessaires pour les stimuler. Les chémorécepteurs olfactifs ont un seuil de détection de substances volatiles très bas contrairement aux chémorécepteurs gustatifs.

### **3. Les chélicères**

Les chélicères portent sur leurs deux doigts respectifs des chémorécepteurs gustatifs et des mécanorécepteurs.

Les chémorécepteurs digités sont utiles à la tique pour la détection des composants alimentaires tels le NaCl sanguin mais également chez *Dermacentor andersoni* pour permettre la reproduction notamment par la détection de phéromones [SONENSHINE & col.: 1986].

### **4. Les photorécepteurs**

L'étude de Perret [PERRET & col.: 2003] montre qu'afin de limiter la perte d'énergie et d'eau les mouvements sont induits la nuit. Cette découverte implique l'existence de photorécepteurs chez *Ixodes ricinus* qui n'a pas d'ocelles (ou yeux). Ces photorécepteurs semblent localisés dorso-latéralement postérieurement à la coxa II avec des nerfs fusionnant en nerfs optiques qui rejoignent le synganglion rostralement comme présenté sur la figure 14. Ces photorécepteurs doivent également être les éléments sensitifs assurant la détection d'une modification de la photopériode et à l'origine des signaux permettant la diapause [BELOZEROV : 1982 ; WALADDE & RICE : 1982].

### **b. Les étapes du repas sanguin**

On en décrit huit [WALADDE & RICE : 1982 ; ANDERSON & MAGNARELLI : 2008].

L'appétence : recherche d'un hôte par une chasse active ou une attente sur un brin d'herbe

L'engagement : prise de contact avec un hôte

L'exploration : recherche sur la peau de l'animal d'une zone adaptée à l'attachement

La pénétration : insertion des pièces buccales dans la peau de l'hôte

L'attachement : établissement du site d'ingestion, avec sécrétion notamment de ciment

L'ingestion : prise du repas : sang et autres tissus

L'engorgement : prise d'un repas complet permettant une ponte nombreuse

Le détachement : retrait des pièces buccales de la peau de l'hôte

Le désengagement : départ de l'hôte

Tous ces phénomènes sont gouvernés par des phéromones ou autres éléments volatiles tels les : allomones, kairomones et synomones [SONENSHINE: 2004].

Nous allons essayer de décrire les étapes et les différents éléments de cette série de comportements en les regroupant en deux étapes :

- la recherche et la fixation à l'hôte
- le repas sanguin.

#### **1. Recherche et fixation à l'hôte**

##### **L'appétence**

Les stimuli responsables de l'appétence incluent les odeurs, les vibrations et les ombres mouvantes [ANDERSON & MAGNARELLI : 2008].

*Ixodes ricinus* se met à l'affût d'un hôte sur un élément de végétation, projette sa première paire de pattes (portant l'organe de Haller) afin de mieux capter les stimuli olfactifs comme représenté sur la figure 8. En l'absence de stimuli, elle la rabat sur l'herbe et peut rester ainsi tant que sa dessiccation n'est pas trop importante [LEES : 1947].

L'ensemble des stades parasitaires d'*Ixodes ricinus* se regroupe en amas sur des éléments de végétation à des hauteurs différentes selon les stades [SONENSHINE : 2004 ; HEALY & BOURKE : 2008]. Elles ont tendance à s'agglomérer sur des éléments de végétation qui ont été récemment occupés par des tiques ce qui révèle l'existence d'une substance qui permet l'agrégation.

Cette dernière est précieuse car elle favorise les accouplements et limite les effets de la prédation par des arthropodes.

L'élément producteur de phéromones n'est actuellement pas déterminé chez le genre *Ixodes*, mais les fèces d'adulte d'*Ixodes ricinus* juste mué sont aussi responsables d'un arrêt de la tique sur son support [GRENACHER & col.: 2001]. A l'intérieur de celles-ci, la guanine et l'acide urique ont révélé leur action positive pour l'agrégation ainsi que d'autres composants issus de la dégradation des fèces [SONENSHINE : 2004].

### **L'engagement**

Si *Ixodes ricinus* repère un hôte à sa portée elle s'agrippe alors à sa fourrure ou sa peau [LEES : 1947]. Ce phénomène nécessite des éléments de reconnaissance de la présence d'un hôte. Ainsi *Ixodes ricinus* réagit fortement à l'odeur issue de la peau des bovins [SONENSHINE : 2004]. Deux kairomones bovines ont pu être détectées : le 1-octen-3-ol et le 0-nitrophénol [SONENSHINE : 2004].

Le CO<sub>2</sub> et le NH<sub>3</sub> sont deux autres kairomones très puissantes qui dirigent les tiques vers leurs hôtes.

### **L'exploration**

La tique ne se positionne pas n'importe où sur le corps de l'animal. On retrouve une silhouette de localisation selon les espèces. Ainsi chez l'homme *I. ricinus* se fixe là où la peau est souple et fine : (arrière des genoux, base du cou...) [PEREZ-EID : 2009]. De fait, l'hôte a développé des comportements de défense comme le toilettage [HART : 2000].

### **La pénétration-attachement** [LEES : 1947 ; WALADE & RICE : 1982]

En s'aidant de ses pattes agrippées à l'hôte, *I. ricinus* rabat ses palpes qui n'interviennent pas dans la fixation, positionne son idiosome de manière à former un angle avec la surface, applique ses chélicères sur la peau et se sert des doigts de ces derniers pour couper la peau via leurs mouvements de cisaillement. L'hypostome se glisse alors dans la plaie induite, les dents de l'hypostome permettant un ancrage temporaire avant qu'une sécrétion de ciment n'intervienne. La figure 4 montre la position d'une tique fixée à la peau.

Les pièces buccales semblent être insérées dans la peau au bout de 10 minutes d'action.

Chez *I. ricinus*, espèce longirostre, les pièces s'enfoncent profondément dans la peau. La sécrétion de ciment prenant effet après l'insertion des pièces buccales forme alors une mince couche entre la peau de l'hôte et les pièces buccales. Cette sécrétion permet d'assurer la fixation de la tique pour la durée du repas.



## **2. Le repas**

### **L'ingestion** [LEES : 1947; WALADE & RICE : 1982]

Chez les stades larvaires et nymphaux, la vitesse d'absorption de sang est constante, contrairement au stade adulte. On a une absorption sanguine lente qui correspond à l'étape d'ingestion.

Au cours de cette phase d'environ 48h, la femelle grossit peu (2-3 fois).

L'ingestion sanguine est faite via le conduit formé par la partie dorsale de l'hypostome qui est fermé par les deux fourreaux des chélicères tel montré sur les figures 2 et 4. Ce conduit sert également à la sécrétion de salive.

La composition de la salive évolue au cours du temps du repas, et sert notamment à concentrer le sang du repas, l'eau provenant du sang de l'hôte passant de l'estomac de la tique vers l'hémolymphe puis aux glandes salivaires qui l'excrètent alors dans la salive.

### **L'engorgement** [LEES : 1947 ; WALADE & RICE : 1982]

Cette étape du repas est absente chez les larves, nymphes et mâles.

Elle consiste en une phase rapide d'ingestion du sang chez les femelles. Cette phase ne se met en place que si la tique s'est accouplée. Dans le cas contraire, elle reste accrochée et attend un mâle.

À la fin de l'engorgement, la taille de la tique est multipliée par dix par rapport à sa taille initiale. C'est au cours de cette phase que la contamination de l'hôte par des rickettsies ou des borrelies de la maladie de Lyme est possible.

### **Le détachement-désengagement** [LEES : 1947; WALADE & RICE : 1982]

Lorsque la tique a atteint un seuil de réplétion minimale, elle se détache de la peau de l'hôte en diminuant la pression hydrostatique dans les chélicères et l'hypostome et se laisse tomber au sol plus ou moins vite, selon l'environnement extérieur.

# CHAPITRE II

## ANATOMIE INTERNE DE LA TIQUE

Il est possible de trouver dans les articles scientifiques des descriptions de l'anatomie interne des tiques, celles-ci concernent généralement d'autres espèces voire d'autres familles ; ainsi les descriptions réalisées ici seront une synthèse de données, aboutissant à une anatomie hypothétique d'*I. ricinus*. Nous allons essayer par la suite de valider cette description.

Nous allons détailler appareils par appareils les différentes structures internes, en commençant par la cuticule qui est l'exosquelette sur lequel s'articule l'ensemble des structures.

### I. LA CUTICULE

[HACKMAN & FILSHIE : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

Cette structure a une composition qui varie selon sa localisation sur le corps de la tique.

On observe des variations de la cuticule sur l'ensemble du corps de la tique : les sclérites dont le scutum d'un côté et les articulations des pattes, les articulations entre les sclérites, l'alloscutum de l'autre.

La cuticule est à l'origine de la majeure partie des pertes d'eau de la tique. Elle empêche l'entrée des acaricides. Sa composition contient deux éléments majeurs : la chitine et des protéines représentant à eux deux 95% de la cuticule (du poids sec de la cuticule non sclérotique).

#### A. Structure

La cuticule est synthétisée par l'épiderme, qui est constitué d'une couche de cellules épidermiques supportée par une membrane basale.

La cuticule présente des setae (poils) à sa surface, insérés au-dessus d'un fin canal qui traverse toute l'épaisseur de la cuticule pour aboutir à une cellule trichogène.

De même, des canaux traversent l'ensemble des couches de la cuticule.

##### *a. Les couches de la cuticule*

Les différentes couches de la cuticule reprises sur la figure 10 sont nommées selon leurs compositions et leurs affinités tinctoriales. On peut séparer la cuticule en deux couches :

- une couche supérieure fine, l'épicuticule,
- une couche inférieure, la procuticule.

Au niveau des zones sclérotiques, la procuticule se subdivise en deux couches : l'exocuticule partie sclérosée de la procuticule et l'endocuticule regroupant le reste.

La partie en contact avec l'exocuticule de l'endocuticule peut se nommer mésocuticule, zone aux affinités tinctoriales particulières.

Les subdivisions de l'épicuticule sont réalisées à l'aide de réactions histo-chimiques et montre la présence de quatre couches : viz, ciment, wax, cuticuline. La couche de ciment n'existe que chez les Aragasidae. Ces différentes subdivisions sont reprises sur la figure 15.

### ***b. Les variations de la cuticule***

#### **- Les sclérites tel le scutum**

L'exocuticule est en fait associée aux différents sclérites de la tique tel le scutum. Ces éléments sont plus rigides du fait de la spécialisation de la procuticule en exocuticule. Les protéines constitutives et la chitine se polymérisent dans cette couche et forment un composant insoluble, la sclérotine (sclerotin) [HACKMAN & FILSHIE : 1982 ; SONENSHINE : 1991].

La polymérisation entraîne l'apparition de zones sclérifiées : le scutum, et la basis capituli.

#### **- L'alloscutum et toutes les autres zones non sclérifiées**

L'exocuticule est alors très flexible et souple, il n'y a pas de polymérisation en sclérotine. Cela concerne notamment les articulations, zones souples et flexibles, permettant les mouvements.

### **B. Formation** [HACKMAN & FILSHIE : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

La présence d'un tel exosquelette impose à la tique, une croissance par mues et par paliers correspondant aux différents stades du cycle de développement de la tique.

Il impose également une organisation particulière de la cuticule des femelles Ixodes.

Pour faciliter leur augmentation de taille lors de l'engorgement, elles réalisent une synthèse rapide de cuticule qui s'étire concomitamment entraînant son amincissement notamment au niveau de l'alloscutum [FLYNN & col.: 2010]. Il s'agit essentiellement d'une croissance de la procuticule [SONENSHINE : 1991]. L'exocuticule ne peut pas s'amincir. Flexible, elle est initialement plissée et lors de l'engorgement ses plis s'estompent permettant l'augmentation de volume.

Nous allons détailler comment se forme la cuticule lors de l'exuviation (ecdysis en anglais), qui est l'étape de synthèse de l'ensemble des couches de la cuticule, ce qui est repris en partie sur la figure 16

La synthèse débute par la formation de l'épicuticule. Une couche de cuticuline est déposée en-dessous de l'ancienne procuticule par amas au sommet de microvillosités des cellules de l'épiderme. Ces amas fusionnent pour former une couche continue.

L'épiderme sécrète ensuite un fluide qui désagrège l'ancienne cuticule (fluide exuvial). La résorption de l'ancienne cuticule laisse un espace entre la nouvelle cuticoline et l'ancienne procuticule : l'espace exuvial.

Les cellules de l'épiderme se rétractent alors : c'est le phénomène d'apolyse (Apolysis). Les cellules se rétractent de telle sorte que les microvillosités semblent s'allonger. Ces microvillosités sont à l'origine des nouveaux pores de la cuticule.

La sécrétion des différentes couches de la cuticule débute alors: la procuticule est sécrétée directement au contact de l'épiderme alors que le ciment et le wax constitutif de l'épicuticule sont sécrétés au niveau des pores nouvellement formés.

La tique s'extrait du reste de son exuvie et le fluide exuvial finit de désagréger totalement l'ancienne cuticule.

L'ancienne cuticule reste en place jusqu'à la fin de l'exuviation, bien qu'une partie soit dégradée pour former l'espace exuvial. Elle permet de limiter les pertes en eau et protège la tique au cours de l'exuviation.

## **II. BASIS CAPITULI**

Cet élément est une partie du capitulum.

Chez *I. ricinus* en face dorsale, elle a une forme pentagonale et «un bord» postérieur concave. Elle porte les deux «aires poreuses» piriformes [ARTHUR : 1946] comme le montre les figures 17 et 18, et s'articule au reste du corps de la tique par le pli du camérostome (camerostomal fold).

La basis capituli, chez *Dermacentor andersoni* [DOUGLAS : 1943], comme chez la plupart des Ixodes [ARTHUR : 1946 ; SONENSHINE : 1991] présente dans sa coupe transversale le foramen capitulaire, au travers duquel passe l'ensemble des pièces buccales et leurs muscles associés.

L'anatomie de la basis capituli ne permet que des mouvements verticaux. Deux groupes de muscles antagonistes assurent ces mouvements [DOUGLAS : 1943] :

- Les muscles élévateurs : ils s'insèrent dorsalement sur le bord postérieur de la basis capituli comme le montre la figure 17. Leur origine est située sur la partie interne et antérieure des sillons cervicaux. Ils se divisent en deux faisceaux, l'un se terminant sur le sillon cervical droit, l'autre sur le gauche.
- Les muscles fléchisseurs : les faisceaux musculaires droits et gauches s'insèrent postérieurement aux muscles élévateurs sur la partie postérieure des sillons cervicaux.

L'origine de ces muscles est le bord ventral et postérieur de la basis capituli.

### **III. LES GLANDES SALIVAIRES**

Les glandes salivaires sont des organes pairs situés dans le tiers antérieur de l'idiosome de la tique gorgée. Leur topographie générale se retrouve sur la figure 19

Les fonctions des glandes salivaires sont nombreuses. Chez les Ixodidae, elles assurent notamment la concentration du repas sanguin. Elles captent l'eau et les ions en excès dans l'hémolymph et la réinjectent sous forme de salive dans le torrent circulatoire de l'hôte.

Elles sécrètent le ciment qui assure la fixation de la tique au corps de son hôte et de nombreux composants : des modulateurs de réponses inflammatoires, des anticoagulants, voire des agents immunosuppresseurs et des toxines paralytiques chez certaines espèces [MEREDITH & KAUFMAN : 1973].

Un rôle de réhydratation, d'homéostasie de l'équilibre hydrique lors de l'affût et des phases non parasitaires leur est également associé [KAUFMAN & SAUER: 1982 ; SONENSHINE: 1991].

Enfin, elles ont un rôle dans la reproduction avec la sécrétion de composants chez le mâle pour le transfert du spermatophore.

A ces rôles physiologiques vient se greffer un rôle épidémiologique : les glandes salivaires sont les organes principaux de transmission de maladie vectorielle [COONS & ROSHDY : 1973 ; SONENSHINE : 1991].

#### **A. Morphologie**

Les glandes salivaires sont des organes pairs, en forme de grappe d'acini centrés autour des canaux salivaires. Ces structures positionnées latéralement dans la cavité du corps, s'étendent chez *Dermacentor andersoni* de la scapula au stigmate [DOUGLAS : 1943].

##### ***a. Le salivarium*** [KEMP & col.: 1982]

Les glandes salivaires s'abouchent dans le salivarium que l'on peut visualiser sur les figures 20 et 21 [DOUGLAS : 1943].

##### ***1. Topographie***

Aussi appelée cavité buccale par Arthur [ARTHUR : 1946] lors de son étude sur les pièces buccales d'*I. ricinus*, le salivarium est situé en-dessous des fourreaux des chélicères comme le montrent les figures 20 et 21. Il s'agit d'un sac qui s'ouvre caudalement à l'abouchement du pharynx, le pharynx s'abouchant en arrière du plafond de l'hypostome [KEMP & col.: 1982].

En section transverse, le salivarium présente une forme triangulaire avec l'apex dirigé dorsalement en contact avec la plaque sous-chélicérique (sub cheliceral plate), sa base reposant sur le plafond du pharynx. A son angle postérieur-latéral droit, s'abouche le canal salivaire principal (ou primaire) droit. Le côté gauche est le symétrique du côté droit [ARTHUR 1946].

L'ouverture du salivarium assure l'écoulement de la salive dans le canal buccal de l'hypostome. Ce canal sert alternativement à l'apparition du sang de l'hôte et à l'injection salivaire dans l'hôte, la séparation de ces deux fluides n'intervenant qu'au niveau du stylet oral décrit par Arthur ou Labrum [ARTHUR 1946] (se reporter à la partie : le gnathosome).

## **2. Physiologie**

Chez les Ixodoidea, d'après l'étude de Kemp [KEMP & col.: 1982], le salivarium a des parois fortement sclérifiées. Il présente des jonctions cuticulaires flexibles entre ces dernières.

Son plancher présente des striations au niveau de l'abouchement des deux canaux salivaires principaux.

Le salivarium est soumis à un mouvement cyclique d'ouverture-fermeture sous l'action de muscles dilatateurs.

Ces muscles s'attachent normalement sur les alae mais Arthur [ARTHUR : 1946] reporte l'absence d'alae au niveau du pharynx chez *I. ricinus*. Les muscles du salivarium ont pour origine, chez les espèces dépourvues d'alae, la fine couche cuticulaire de la valve pharyngienne [KEMP & col.:1982].

L'action de ces muscles entraîne l'apparition d'une lumière devenant virtuelle lors de leur relâchement. Ces mouvements alternes sont en relation avec les mouvements du pharynx : lorsque le pharynx se dilate, les muscles dilatateurs du salivarium se relâchent, entraînant sa fermeture. Lorsque le pharynx se contracte, le salivarium s'ouvre sous l'action de ses muscles dilatateurs.

La striation du sol du salivarium au niveau de l'abouchement des canaux salivaires, assurerait le blocage du flux de salive lors de la dilatation du pharynx [KEMP & col.:1982].

### **b. Les glandes salivaires**

Nous avons de nombreux descriptifs du système salivaire des tiques par différents auteurs. Et tous aboutissent chez les Ixodoidea à la même organisation morphologique des glandes, les auteurs ne sont cependant pas d'accord sur les fonctions à associer aux éléments constitutifs de ses glandes [MEREDITH & KAUFMAN : 1973 ; COONS & ROSHDY : 1973 ; KAUFMAN & SAUER : 1982].

Les canaux salivaires sont l'élément central autour duquel s'articulent les différents acini. Ils se ramifient en canaux lobulaires puis en canaux alvéolaires et sont représentés sur les figures 19 et 22.

Il s'agit de tubes dont la lumière est délimitée par une couche de cuticule. On observe une striation hélicoïdale similaire à celle trouvée dans les trachées mais moins marquée toutefois. Cette cuticule couvre l'apex de la couche de cellule épithéliale alors que leur base repose sur une fine membrane basale [MEREDITH & KAUFMAN : 1973 ; COONS & ROSHDY : 1973].

Le long du canal salivaire principal, Coons décrit le trajet du nerf palp qui innerve la partie antérieure de la glande (se référer au paragraphe du système nerveux) : il se ramifie en suivant les bifurcations du canal salivaire.

## **B. Histologie des glandes salivaires**

L'unité sécrétrice de base des glandes salivaires, est l'acinus, «sphère creuse» dont les parois sont formées par une couche cellulaire entourant une lumière.

On en distingue trois types chez la femelle qui ont chacun une densité variable au sein de la glande [KEMP & col.: 1982 ; SONENSHINE : 1991].

- Les acini de type I sont adjacents au principal canal salivaire. Ils sont uniquement localisés dans la partie antérieure de la glande.
- Les acini de type II sont localisés dans la partie antérieure de la glande et sont reliés aux canaux salivaires principaux et secondaires par des canaux salivaires lobulaires.
- Les acini de type III se situent dans la partie postérieure de la glande et au niveau des régions distales des branches des canaux salivaires secondaires antérieures. [KAUFMAN & SAUER : 1982].

Ces différents types d'acini sont représentés sur les figures 22 et 23. La lumière des acini communique avec un canal efférent.

Pour les acini de type I le canal efférent correspond au canal principal.

Pour les acini de type II et III organisés en lobules, une valve sépare la lumière de l'acinus du canal efférent. Les canaux efférents ou canaux alvéolaires, de chaque acinus du lobule se rejoignent pour former un canal lobulaire. Celui-ci s'abouche ensuite dans les canaux salivaires secondaires [COONS & ROSHDY: 1973 ; SONENSHINE : 1991].

Les noms utilisés pour décrire les cellules constitutives d'un acinus varient selon les auteurs : cellules fibrillaires (fibrillar cells) pour Meredith, et cellules pyramidales (pyramidal cells) pour Kaufman et Sonenshine comme le montre le tableau III.

Pour différencier les différents acini, il est nécessaire de passer à l'échelle de l'ultra-structure. Toutefois, nous ne reprendrons pas les descriptions des ultra-structures des différents types cellulaires.

**a. Acinus I** [COONS & ROSHDY: 1973 ; MEREDITH & KAUFMAN : 1973 ; KAUFMAN & SAUER : 1982]

Nous reprenons l'étude des femelles *D.andersoni* par Meredith [MEREDITH & KAUFMAN : 1973] appuyée par l'étude de Coons et Roshdy sur les mâles *D.variabilis*.

L'acinus I est agranulaire, il est formé de deux cellules fibrillaires entourant une cellule nommée cellule interne. Cette cellule présente un sillon à l'origine de la lumière qui débouche dans le canal salivaire principal. Cette lumière n'est pas en contact avec les cellules fibrillaires. Des cellules constrictives contrôlent l'ouverture de la lumière [MEREDITH & KAUFMAN : 1973].

Ce type d'acinus interviendrait dans la formation de la salive hygroscopique assurant la réhydratation de la tique lors de sa vie non parasitaire [KAUFMAN & SAUER : 1982].

Coons rapporte l'absence de valve séparant la lumière de l'acinus I et du canal chez les mâles *D.variabilis* [COONS & ROSHDY: 1973]. Meredith le confirme chez *D.andersoni* sur son schéma toutefois il n'en fait pas état dans sa description.

Coons et Rhosdy utilisent également une coloration au PAS (Periodic Acid Schiff) et au bleu de toluidine (TB) :

- Ils observent que les acini semblent alors une masse cytoplasmique faiblement colorée semblant sans limite et contenant des noyaux ovales à ronds. L'un des noyaux est large, central et entouré par un cytoplasme plus lumineux.

- Les cellules fibrillaires présentent des vacuoles qui majoritairement ne se colorent pas avec le PAS (PAS-négatif) et que légèrement avec le bleu de toluidine.

**b. Les autres types d'acini** [MEREDITH & KAUFMAN : 1973 ; COONS & ROSHDY : 1973 ; KAUFMAN & SAUER : 1982]

Ils sont granulaires. Ils présentent une accumulation de larges granules visibles en microscope optique [SONENSHINE : 1991]. Ils se regroupent en cluster autour de canaux lobulaires, dans lequel se déversent les sécrétions des acini par l'intermédiaire des canaux alvéolaires propres à chaque acinus.

Nous allons utiliser deux publications différentes pour décrire leur structure. La variabilité des termes au sein des études entraîne des confusions sur la composition des acini, leur équivalence est donnée dans le tableau III.

auteurs	Birmingham	Till	Chinery	Balashov		Coons & Rhosdy	Meredith & Kaufman	Megaw
année	1978	1961	1965	1965		1973	1973	1976
espèce	<i>B. microplus</i>	<i>R. appendiculatus</i>	<i>H. spingera</i>	<i>I. ricinus</i>	<i>H. asiaticum</i>	<i>D. variabilis</i>	<i>D. andersoni</i>	<i>B. microplus</i>
sexe	F   M	F   M	F   M	F   M	F   M	M	F	F   M
Acinus I	Acinus I	Acinus I	Acinus I	Pyramidal acinus	Pyramidal acinus	Acinus I	Acinus I	Acinus I
Acinus II	a   a	a   a	a   a	a	a   a	a		a   a
	b   b	b   b	b   b	(Onifice cl)	b   b	b	Grcl	b   b
	c1   c1		f   f		c   c	c1	va.cl ; w.cl	c   c
	c2   c2					c2	Cap cell	Ep.cl   Ep.cl
	c3   c3					c3		
Ep.cl					Ep.cl			
Acinus III	d   d	e   e	e   e	b	d   d	d		d   d
	e   e	d   d	d   d	(Fundus cl)	e   e	e	Grcl ; va.cl	e feed. vas. cl   e
	f   f	e   e	e   e			f	W.cl ; cap.cl	Ep.cl ; feed.   f
							Ep.cl	
Acinus IV								
		g		g				
	Ep.cl							

**Légende :** Va. : vacuolar ; Gr. : granular ; feed. : feeding ; Ep. : Epithelial ; W. : Water ; Cl : cell

**Tableau III :** : nomenclature et types cellulaires chez les glandes salivaires d'Ixodidae. D'après {KEMP & col.: 1982}



### **1. Type II** [MEREDITH & KAUFMAN : 1973]

Au niveau de la jonction avec le canal alvéolaire on note généralement la présence de deux cellules avec granules-encapsulés (encapsulated-granule cells) et de cinq cellules avec des granules nus (naked-granule cells). Le reste de l'acinus est formé de trois types cellulaires : des cellules chapeaux (caps cells), des cellules vacuolaires (vacuolar cells) et des cellules excrétrices d'eau (water cells).

Le nom water cells est lié au rôle que semble avoir ces cellules, l'excrétion d'eau permettant de concentrer le repas sanguin. Présentes chez les acini de type III en plus grand nombre, le rôle de concentration du repas serait un rôle accessoire chez les acini II alors qu'il serait prépondérant chez les acini de type III [KAUFMAN & SAUER : 1982 ; MEREDITH & KAUFMAN : 1973].

La description de Roshdy et de Coons [COONS & ROSHDY : 1973] en microscopie optique associée à des colorations correspond à une étroite zone cytoplasmique avec de petits noyaux allongés. Le canal alvéolaire s'étend dans l'acinus et se termine par une valve.

Leur coloration met en évidence trois types de cellules :

- Le type a correspond aux granules encapsulated cells de Meredith. Au nombre de deux, ces types a sont remplis de granules sphériques se teintant en violet avec le toluidine blue et réagissent faiblement avec le PAS. Elles se teignent fortement en bleu avec l'azure II.
- Le type b correspond aux granular cells de Meredith. Cette cellule contient des granules réagissant fortement avec le PAS et en rose méta-chromatique avec le bleu de toluidine.
- Le type c correspond aux cap cells de Meredith. Il se subdivise en microscopie optique en trois sous-types. Son étude montre que ses granules apparaissent soit clairs soit sombres se colorant faiblement avec le PAS et ne réagissant pas avec le bleu de toluidine.

Ils notent grâce à la microscopie électronique que la cuticule est intermittente entre la jonction du canal alvéolaire au canal lobulaire permettant une flexibilité. Cela n'est pas reporté par Meredith et Kaufman : l'espèce des deux études est différente ainsi que le sexe de l'individu. Une telle structure ne semble pas incohérente et les photos fournies reflètent bien leur découverte. De même les canaux alvéolaires ne présenteraient pas cette striation hélicoïdale des canaux salivaires, lobulaires et principaux [MEREDITH & KAUFMAN : 1973 ; COONS & ROSHDY: 1973].

### **2. Type III**

On retrouve la même disposition que chez l'acinus de type II avec un nombre plus important de cellules excrétrices d'eau.

Les water cells constituent une couche qui sépare l'acinus de l'hémolymphe, la lumière de l'acinus est entourée par une couche de cellules mixtes, comportant cinq à six cap cells et le même nombre de vacular cells.

De même que pour l'acinus de type II, la description en microscopie optique de Coons et Roshdy [COONS & ROSHDY: 1973] est utilisée ici.

Pour ces auteurs, l'acinus III reprend les mêmes structures de base que l'acinus II avec le canal alvéolaire et la cuticule discontinue. Mais les types de cellules constitutives changent et correspondent aux :

- Type d : sont similaires au type à des acini II
- Type e : ce sont de larges cellules pyramidales occupant la majeure partie du volume de l'acinus que l'on distingue par de larges inclusions granuleuses se colorant en bleu-vert orthochromatique avec l'azure II. Les inclusions réagissent faiblement avec le PAS.
- Type f : cinq cellules au moins de type f forment un groupe dans le fond de l'acinus. Elles se colorent faiblement avec l'azure II et contiennent quelques granules PAS-négatif qui contiennent des protéines.

### **III. LE TUBE DIGESTIF**

Ce système partant de l'hypostome, pour aboutir à l'anus, est subdivisé en trois parties par les auteurs afin de faciliter les descriptions anatomiques :

- La partie antérieure composée du pharynx et de l'œsophage,
- l'intestin moyen concerne le ventricule (ou estomac) et les caeca,
- l'intestin postérieur comprend les dernières structures reliant le ventricule à l'anus.

Les figures 24 et 25 permettent de comprendre la topographie du tube digestif et ces rapports.

#### **A. La partie antérieure**

##### ***a. Le pharynx***

Le pharynx est localisé dans la basis capituli en position centro-ventrale, directement en contact avec la cuticule. Il a un rôle de pompe et permet l'aspiration du sang de l'hôte. Il s'abouche à l'extérieur via une ouverture située à l'extrémité dorso-caudale de l'hypostome comme le montre la figure 26 et se termine par sa jonction avec l'œsophage.

*I.ricinus* [ARTHUR : 1946] a un pharynx dont l'ouverture est formée par le pôle caudal du stylet oral et les parois de l'hypostome à l'endroit de leur fusion. Le stylet à ce niveau présente sur sa surface postérieure un septum horizontal. Ce septum fusionne ensuite avec les parois dilatables du pharynx.

Ce septum horizontal décrit par Arthur semble correspondre à la valve du pharynx reporté par d'autres auteurs notamment Douglas [DOUGLAS : 1943] et Sonenshine [SONENSHINE & GREYSON : 1970a ; SONENSHINE : 1991]. Ces derniers la décrivent plus précisément mais chez d'autres espèces : *O.kelleyi* et *D andersoni* notamment qui possèdent des alae.

Toutefois Arthur déclare ne pas avoir trouvé une structure valvulaire chez *I.ricinus* et souligne l'absence d'alaes. Kemp [KEMP & col.: 1982] lui aussi rapporte l'absence d'alaes chez certains Ixodes et chez les Argas mais chez *I.holocyclus* il souligne la présence d'une valve en forme de dent similaire à celle décrite par Arthur.

### **1. Les alae chez les autres espèces : définition**

Douglas sur l'anatomie d'une **Ixodoidea** : *Dermacentor andersoni*, présente une valve délimitant crânialement le début du pharynx. Elle prévient la régurgitation du sang lorsque le pharynx se contracte.

La valve est formée en vue dorsale de deux alae (ou structure en forme d'ailes) courbées postéro-latéralement qui sont des projections des parois chitineuses du pharynx [DOUGLAS : 1943].

Transversalement, ces deux alae présentent une concavité dorsale et des fibres musculaires qui prennent leurs origines sur les alae et s'insèrent sur les parois dorsales du pharynx [DOUGLAS : 1943]. Quand ces muscles se contractent, les alae plient et entraînent l'abaissement du plafond flexible de cette partie du pharynx ce qui ferme la lumière. Cette lumière s'ouvre sous l'effet de l'élasticité de la paroi du plafond, une fois le relâchement des muscles effectifs comme le montre la figure 27 [DOUGLAS : 1943].

Le septum horizontal d'Arthur [ARTHUR : 1946] permet chez *D.andersoni* une meilleure occlusion de la lumière [DOUGLAS : 1943].

### **2. Histologie**

Le pharynx est un tube creux dont la lumière forme la lumière du tube digestif [SONESHINE : 1991]. La lumière du tube digestif est délimitée par une fine cuticule supportée par un épithélium cubique squameux.

Des muscles circulaires entourent cet épithélium. Il s'agit des muscles constricteurs du pharynx.

Des muscles dilatateurs originaires de la basis capituli s'insèrent latéro-ventralement au pharynx. Ils s'insèrent sur les alae chez *D.andersoni* puis plus caudalement directement sur le pharynx [DOUGLAS : 1943 ; SONESHINE : 1991].

Un autre set de muscles dilatateurs a pour origine la plaque sub-chélicérale et s'insère sur le plafond du pharynx. On a ainsi des muscles dilatateurs qui s'intercalent avec la couche de muscles constricteurs entourant l'épithélium comme le montre la figure 17 [ARTHUR : 1946 ; KEMP & col.: 1982 ; SONESHINE : 1991].

*I.ricinus* n'ayant pas d'alaes [ARTHUR : 1946 ; KEMP & col.: 1982] les muscles s'insèrent directement sur le pharynx.

La lumière du pharynx forme chez *I.ricinus* une section de trois «Y» accolés par leur base ce qui est similaire à la structure de la lumière pharyngienne des Argasidae [KEMP & col.: 1982]. D'après Sonenshine [SONESHINE : 1991], il s'agit d'un artefact des préparations histologiques.

## ***b. L'œsophage- pro-ventricule***

### ***1. L'œsophage***

C'est un tube qui relie entre eux le pharynx et le ventricule en présentant un trajet sigmoïde ce qui l'amène à traverser le synganglion, élément nerveux central des tiques.

- ***Anatomie***

L'œsophage traverse le système nerveux central. Il y pénètre sur la face ventrale au niveau crânial, la traverse pour ressortir postéro-dorsalement et aboutit au ventricule comme le montre la figure 25. Il présente une lumière délimitée par une fine couche de cuticule [KEMP & col.: 1982] mais qui n'est pas retrouvée par Sonenshine et Greyson chez *O.kelleyi* [SONENSHINE & GREYSON : 1970].

- ***Histologie***

Chez *O.Kelleyi* (F. Argasidae) [SONENSHINE & GREYSON : 1970] l'œsophage est formé par un simple épithélium cubique, entouré par une couche de une à deux cellules musculaires d'épaisseur. Une fine membrane fragmentée dans la lumière de l'œsophage a été visualisée sur certaines sections. L'absence d'étude ne permet de conclure à un non prolongement de la cuticule du pharynx contrairement à la conclusion des auteurs.

Selon Douglas [DOUGLAS : 1949], chez *D.andersoni*, l'histologie de l'œsophage diffère.

Une couche de cellules irrégulières et angulaires repose sur une fine membrane basale. Les cellules présentent un noyau large de forme irrégulière et situé à la base des cellules. Les projections irrégulières des cellules dans la lumière sont entourées par une fine couche de cutine en continuité avec celle du pharynx. Par contre, Douglas ne fait pas état d'une couche musculaire.

Plus on avance distalement dans l'œsophage, plus la couche cellulaire a tendance à s'aplatir et à devenir cuboïde avec un noyau sphérique.

La structure réelle chez *I.ricinus* n'est pas rapportée. La cuticule est estimée être présente chez toutes les espèces sauf chez *O. kelleyi* [KEMP & col.: 1982]. La présence de la couche musculaire est plus aléatoire selon les espèces [KEMP & col.: 1982].

### ***2. Le pro-ventricule***

C'est le lieu d'aboutissement de l'œsophage au ventricule. La structure et les fonctions interprétées qui lui sont associées sont dépendantes des observations des auteurs et des moyens mis à leur disposition.

- ***Anatomie***

Chez *O.kelleyi* [SONENSHINE & GREYSON : 1970] il s'agit d'un profond sillon encerclant l'embouchure de l'œsophage situé dans la partie ventrale de l'estomac.

Il remplit un rôle de valve prévenant la régurgitation du contenu de l'estomac dans l'œsophage lorsque le pharynx crée une dépression permettant l'aspiration du sang de l'hôte.

Sonenshine le présente désormais non plus comme un pro-ventricule mais comme une simple valve pro-ventriculaire, qui se retrouverait dans les Ixodidae et Argasidae [SONENSHINE :

1991].

La même organisation spatiale de l'œsophage est retrouvée par Douglas chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943]. Ce dernier aboutit aussi dans un sillon pro-ventriculaire moins bien décrit histologiquement mais qui, d'après les descriptions histologiques, semble être une sorte d'anneau entourant l'œsophage ce qui concorde à la nouvelle vision de Sonenshine [SONENSHINE : 1991]. Cette organisation est démontrée sur la figure 28.

- ***Histologie***

Selon Douglas ; chez *D.andersoni*, la couche de cellules formant le sillon pro-ventriculaire est une évolution de cellules œsophagiennes en cellules stomacales. La valve pro-ventriculaire est formée par une couche musculaire circulaire [DOUGLAS : 1949].

Or, Chez *O.kelleyi* [SONENSHINE : 1970] l'histologie pro-ventriculaire est constituée par un épithélium cubique (columnar epithelial cells) au niveau des murs latéraux du pro-ventricule, alors que le seuil est formé d'un simple épithélium squameux. Un muscle constricteur se trouve à la partie antérieure du pro- ventricule.

Beaucoup d'auteurs [SONENSHINE : 1991] argumentent pour déterminer si cette valve est à même de stopper toute régurgitation. Si elle s'en trouve incapable alors, une voie alterne pour la contamination des hôtes par les maladies vectorielles lors du repas est possible.

La voie salivaire, principale voie d'excrétion des éléments vectoriels lors du repas, serait dans ce cas complétée par la régurgitation du repas stocké dans le ventricule lorsque le pharynx aspirerait le sang. La valve pharyngienne n'est pas encore concernée par ce débat, alors qu'elle fait partie avec la valve pro-ventriculaire des deux valves empêchant une régurgitation du repas sanguin stocké par le ventricule.

Le sang du ventricule doit d'abord repasser en sens inverse la valve pro-ventriculaire, passer dans l'œsophage, le pharynx, la valve pharyngienne pour se mêler à la salive et contaminer ensuite la plaie avec les pathogènes qu'elle contiendrait [BOWMAN & col.: 1997].

## **B. L'intestin moyen (mid-gut) : le ventricule et les cæca**

Cet organe occupe la quasi-totalité de l'idiosome de la tique. Le ventricule a une disposition centro-dorsale, le cœur de la tique le séparant de la cuticule dorsale. Les cæca, englobent l'ensemble des autres organes viscéraux. Le ventricule avec ses cæca, est l'organe le plus développé en taille chez les tiques. La figure 25 rappelle ces différents rapports.

Il porte des noms différents selon les études. Pour Sonenshine [SONENSHINE & GREYSON : 1970] l'estomac central est nommé ventricule duquel part des diverticules de l'estomac. Pour d'autres [DOUGLAS : 1943 ; ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966] ces diverticules sont les cæca.

Le ventricule, partie centrale d'où partent les cæca, présente des variations inter-spécifiques portant sur le degré de ramification et sur la longueur de ces ramifications.

Une différence est à souligner entre les Argasidae et les Ixodidea du fait de la position du

capitulum au sein de ces familles [DOUGLAS : 1943 ; ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970].

La séparation cæca-ventricule est purement intellectuelle. En effet, l'histologie est similaire entre l'estomac et les cæca.

### *a. Anatomie*

Le ventricule (estomac) est un saccule auquel s'abouche l'œsophage, et d'où partent les différents cæca et le tube rectal.

L'œsophage s'abouche au ventricule via la valve pro-ventriculaire, qui permet de limiter la régurgitation du contenu de l'estomac dans la plaie de l'hôte.

L'estomac se localise chez *O.kelleyi* au niveau de la partie médiale dorsale de l'idiosome [SONENSHINE & GREYSON : 1970]. De ce saccule partent une série de caeca bilatéraux et symétriques.

Leur nombre varie selon l'espèce étudiée quelle que soit la famille considérée [ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970]. Ainsi chez *O.kelleyi* on note l'existence de cinq cæca primaires et une série de cæca secondaires représentés sur la figure 29.

Les cæca primaires sont :

- le cæcum antéro-médial qui ne se subdivise pas, se dirigeant vers l'avant, au-dessus du capitulum.
- Le cæcum antéro-latéral. En forme de T, il prend son origine quasiment au même point que le précédent. Il a une direction latérale, mais ses deux divisions secondaires prennent respectivement une direction antérieure et postérieure.
- le cæcum latéral prend son origine à partir de la section moyenne du ventricule. Il se subdivise en trois parties : une partie antérieure courte, une partie postérieure longue et une branche ventrale allongée.
- Le cæcum postéro-latéral a son origine en arrière du cæcum précédent et a une direction postérieure et latérale. Il s'arrête au-dessus du sillon anal. Il ne se subdivise pas et se retrouve dorsalement à l'utérus.
- Le cæcum postéro-médial est chez *O.kelleyi* le plus large des cæca ; il s'étend quasiment jusqu'au bord postérieur du corps et est dorsal au sac rectal.

Chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943], contrairement aux Argasidae l'idiosome est dans le prolongement du gnathosome. La figure 30 présente la disposition des caeca du fait de cet alignement. Les cæca présentent toujours ce bilatéralisme reporté plus haut.

On a alors :

- Un cæcum issu de la partie antérieure du ventricule qui se divise en une partie antérieure et une postérieure.
  - La partie antérieure se subdivise en deux plus petits cæca qui s'arrêtent à la marge antérieure de l'idiosome
  - La partie postérieure donne latéralement naissance à un cæcum qui s'étend

sous les viscères. En se poursuivant caudalement, elle donne naissance à deux autres cæca :

- un long cæcum latéral qui longe les viscères et les contient finissant à mi-portion du corps,
  - un cæcum médial plus court, qui se rabat sur les viscères en longeant la cuticule et une fois en position ventrale et médiale se dirige vers le gnathosome.
- caudalement au ventricule, partent deux cæca qui avec les cæca controlatéraux forment les dents d'une fourchette s'étendant jusqu'au bord caudal des viscères, se glissant entre elles et la cuticule. Une fois ventraux aux viscères, les cæca prennent une direction céphalée.

Une telle variation de morphologie s'explique par la disposition du gnathosome mais pas uniquement. En effet Roshdy [ROSHDY : 1966] chez *Argas brumpti* ne trouve que trois cæca primaires contrairement aux cinq chez *O.kelleyi*. Ces deux tiques sont des Argasidae. L'organisation interne des cæca diffère selon les espèces et non selon les familles.

### **b. Histologie** [JACOT : 2003]

Celle-ci a été étudiée par de nombreux auteurs et bien que la structure de base : une couche musculaire, une membrane basale et une couche de cellules, soit adoptée par tous, de nombreuses variations entre les auteurs existent quant aux formes et aux types de cellules qui constituent l'épithélium ventriculaire et cæcal [DOUGLAS : 1943 ; GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973].

Tous les auteurs s'accordent à dire que cet épithélium évolue en relation avec le repas. Cette évolution sera présentée par la suite selon les phases digestives.

Les cæca et le ventricule sont constitués d'une couche épithéliale reposant sur une membrane basale entourée par une couche musculaire. Cette dernière présente une couche de muscles circulaires et une bande de muscles longitudinaux assurant le déplacement du repas dans l'intégralité des cæca [AKOV : 1982 ; JACOT : 2003]. Il n'y a pas de différence d'histologie dans tout l'ensemble cæca-ventricule. [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; GRANDJEAN : 1983 ; AGYEI & RUNHAM : 1994].

Les éléments qui évoluent au cours de la digestion sont les cellules constituant cette couche épithéliale. Ces cellules présentent une polarité base-apex, avec l'apex qui présente des microvillosités.

Il est difficile de retrouver un consensus dans les différentes publications ne se basant pas sur les mêmes espèces.

Agbede a travaillé sur *Boophilus microplus* [AGBEDE & KEMP : 1984], Tarnowski et Coons sur *Dermacentor andersoni* [TARNOWSKI & COONS : 1989 ; COONS & col.: 1989], Grandjean et Aeschlimann sur *Ornithodoros moubata* [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; GRANDJEAN : 1984] et enfin Agyei [AGYEI & RUNHAM : 1994] sur les espèces *Boophilus microplus* et *Rhipicephalus appendiculatus*. La majorité des études portent sur la famille des Ixodidae car seul *O.moubouta* est un Argasidae.

Chaque auteur dénomme les cellules à sa façon et le nombre de cellules épithéliales varie de trois à sept selon l'article considéré.

Cependant on peut toutefois présenter quatre groupes de cellules :

- Les cellules indifférenciées (stem cells)
- Les cellules digestives
- Les cellules sécrétrices
- Les cellules vitellogènes uniquement présentes chez des femelles qui se sont accouplées [TARNOWSKI & COONS : 1989 ; COONS & col.: 1989].

Les cellules digestives, sécrétrices et vitellogènes sont, pour la plupart des auteurs, issues des cellules indifférenciées [AGBEDE & KEMP : 1984 ; TARNOWSKI & COONS : 1989]. Le détail et la description des autres cellules sont souvent analysés via microscopie électronique.

Ces quatre types cellulaires sont présents chez *Ixodes ricinus* [JACOT : 2003].

La description des cellules digestives chez *O.moubouta* par Grandjean, celle d'Agbede chez *Boophilus microplus*, d'Agyei chez *B.microplus* et *Rhipicephalus appendicalus* ainsi que l'étude de Tarnowski en microscopie électronique chez *Dermacentor variabilis* sont nécessaires pour comprendre l'organisation histologique des cellules stomacales.

### **1. Les cellules indifférenciées**

Les cellules indifférenciées présentent une petite lumière [TARNOWSKI & COONS : 1989]. Ces cellules ont une forme cubique pour Grandjean et une forme de dôme pour Agyei et Agbede, aucun organite n'est visible en microscopie optique. Toutes ces cellules sont explicitées sur la figure 31.

### **2. Les cellules digestives** [AGYEI & RUNHAM : 1994]

Ce sont des cellules cubiques qui se chargent de vacuoles dont certaines présentent une réaction positive au PAS [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; AGYEI & RUNHAM : 1994].

Agyei sépare les cellules digestives en différents types cellulaires qui ne sont au final pour les autres auteurs [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; AGBEDE & KEMP : 1984 ; SONENSHINE : 1991], que des évolutions d'une même cellule digestive. Mais afin de les présenter et comprendre l'évolution des cellules digestives nous allons reprendre ces subdivisions en considérant uniquement la microscopie optique.

### **Les cellules pro-digestives (prodigest cells)**

Légèrement allongées, ces cellules présentent des granules cytoplasmiques colorées de manière variable par l'éosine (coloration à l'Hémalin-éosine) et la coloration PAS.

Elles absorbent l'hémoglobine du repas sanguin par pinocytose et phagocytose et deviennent alors des cellules digestives sessiles.



### **Les cellules digestives sessiles (sessile digest cells)**

Cellules cubiques larges apparaissant peu de temps après le premier repas sanguin. Elles ont un pied présentant un contact important avec la membrane basale.

### **Les cellules digestives résiduelles et sessile (residual sessile digest cells)**

Evolution des cellules sessiles, elles ont une forme en «quille de bowling» avec le sommet de la quille au contact de la membrane basale. Elles ont un contact minimal avec la membrane basale ce qui les distingue des cellules digestives sessiles. Elles semblent alors bouger dans la lumière du tube digestif.

### **Les cellules digestives détachées (spont digest cells)**

Elles perdent leur polarisation. Les microvillosités se trouvent réparties sur toute la surface de leur membrane cytoplasmique. De forme sphérique elles se trouvent libres dans la lumière et présentent de grosses vacuoles.

### **Les cellules digestives vides (empty digest cells)**

Il s'agit de cellules digestives quiescentes qui se retrouvent chez les adultes, les larves et les nymphes suite à leurs mues.

### **Les cellules digestives épuisées**

Elles forment l'étape ultime avant l'autolyse des cellules digestives dans la lumière des ventricules résultant en la libération des déchets non digestes sous forme de corps résiduels (ou grain d'hématine) de la digestion [TARNOWSKI & COONS : 1989].

Ces grains d'hématine ont la forme de granules sphériques noirs de diamètre 0,5-5µm chez *O.moubata* [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973] et sont retrouvés dans les fèces. Ils sont tout aussi noirs mais peuvent prendre une coloration violet brun chez *B.microplus* et *Rhipicephalus appendiculatus* sous coloration Hémalin-éosine [AGYEI & RUNHAM : 1994].

### **3. Les cellules sécrétrices.**

Certains auteurs ont découvert de telles cellules notamment chez *B.microplus* [AGBEDE & KEMP : 1984 ; AGYEI & RUNHAM : 1994].

Cependant Sonenshine [SONENSHINE : 1991] rapporte qu'il n'a pas trouvé celles-ci chez *D.variabilis* tout comme Coons [TARNOWSKI & COONS : 1989]. Elles ressemblent aux cellules digestives mais s'hypertrophient et ont une forme de flasque ; elles présentent de nombreux vésicules granuleux qui contiennent des enzymes lysosomiales [SONENSHINE : 1991 ; AGYEI & RUNHAM : 1994].

Agbede va plus loin et différencie deux sortes de cellules sécrétrices pouvant évoluer vers un troisième type chez *B.microplus* : déterminés d'après la coloration de leur granules et le positionnement de ceux-ci [AGBEDE & KEMP : 1984].

- Le type s1 peut être subdivisé en cellules matures et cellules immatures. Les granules ont une coloration éosinophile orange et un nucléole sombre avec la coloration PAS.
- Le type s2 ne se trouve que chez les femelles avant la phase d'engorgement. La

cellule mature cubique a un cytoplasme très granuleux qui prend une coloration PAS-Positive (sous coloration PAS). Elle sécrète ces granules sous forme de masse colloïdale à son extrémité apicale dans la lumière des cæca. La forme immature correspond à une petite cellule avec un nucléus très coloré en Hémalin-éosine.

- Les cellules basophiles pourraient être issues des cellules matures de type s2 et sont responsables de la sécrétion de vitelline pour Agbede.

#### **4. Les cellules vitellogènes**

La vitelline s'accumulant dans les oocytes est produite chez les tiques en grande partie par les cellules adipeuses. Ce sont des cellules diffuses dans l'organisme, en relation étroite soit avec les trachées notamment à proximité des spiracles, soit elles entourent les organes internes tel que le système reproducteur, enfin elles peuvent être positionnées sous l'épiderme [SONENSHINE: 1991].

Mais l'épithélium intestinal, peut produire de la vitelline via des cellules spécialisées : les cellules vitellogènes qui se retrouvent uniquement chez la femelle fertilisée [TARNOWSKI & COONS : 1989 ; COONS & col.: 1989]. Elles correspondraient aux cellules basophiles décrites par Agbede [AGBEDE & KEMP : 1984] : de forme triangulaire et se colorant fortement en bleu-violet avec l'hématoxyline, elles ont une large base et s'insinuent entre les cellules digestives. La figure 32 montre des cellules sécrétrices en microscopie optique.

#### **5. La membrane péritrophique [RUDZINSKA & col.: 1982]**

Définie par Balbiani en 1890, il s'agit d'un sac membraneux situé dans l'intestin et entourant la nourriture ingérée [RUDZINSKA & col.: 1982].

Cette structure a été retrouvée chez de nombreux phylla d'animaux notamment les insectes et sert de barrières sélectives perméables et de protection de l'intestin moyen contre des particules solides lui sont attribuées [ZHU & col.: 1991].

En effet, la perméabilité sélective est constatée par la finesse des éléments qu'elle arrête, les empêchant d'atteindre les cellules épithéliales de l'estomac comme les ribosomes des cellules blanches [RUDZINSKA & col.: 1982] tout en laissant passer les nutriments de la tique.

Ce rôle de protection contre la pénétration des éléments pathogènes qui lui est également attribué existe aussi chez les insectes hématophages [ZHU & col.: 1991] et a été confirmé chez les tiques par Rudzinska chez *I. dammini*.

Cette membrane acellulaire sépare la lumière de l'intestin en deux secteurs :

- un compartiment endo-péritrophique délimité par la membrane.

Cette membrane est sécrétée par les villosités des cellules épithéliales et apparaît au bout de 18h après son placement sur un lapin chez une tique *Ixodes ricinus* [ZHU & col.: 1991]. La membrane de la tique s'amincit lors de la phase d'engorgement, du fait de son étirement. Il est possible d'observer cette membrane en microscopie optique avec du bleu de toluidine ainsi que le montre la figure 32 [ZHU & col.: 1991 ; JACOT : 2003].

- un compartiment ecto-péritrophique externe à la membrane et délimité par la membrane péritrophique et les microvillosités des cellules de l'épithélium

intestinal. Cet espace est relativement mince, chez *I.dammini* la distance entre la membrane périthroïque et l'épithélium est de 0,3-0,7  $\mu\text{m}$  ce qui correspond à la longueur des microvillosités des cellules épithéliales [RUDZINSKA & col.: 1982]. Chez *I.ricinus* la distance est de 0,2-0,8 $\mu\text{m}$  [ZHU & col.: 1991].

### **c. L'évolution**

Sur la figure 31 nous pouvons voir les différents types cellulaires. Ceux -ci sont selon les auteurs issus de la même cellule indifférenciée. Agbede [AGBEDE & KEMP : 1984] estime que de la cellule indifférenciée chez la femelle en sortie de mue, dérivent trois types cellulaires :

- les cellules digestives immatures
- les cellules sécrétrices 1 immatures
- les cellules sécrétrices 2 immatures

Chacune de ces cellules évoluerait en des cellules matures en une ou plusieurs étapes comme le présente la figure33.

- Les cellules digestives évoluent en trois stades aboutissant à des cellules digestives détachées.
- Les cellules sécrétrices 1 immatures évoluent en cellules sécrétrices matures 1.
- Les cellules sécrétrices 2 immatures évoluent après maturation en des cellules basophiles.

Agyei suit la même logique évolutionniste : des cellules indifférenciées dérivent les cellules sécrétrices et digestives. Une cellule digestive passe par les cinq types cellulaires précédemment cités avant de devenir une cellule digestive épuisée [AGYEI & RUNHAM : 1994].

Cette succession se déroule lors de la digestion de la tique selon une chronologie en relation avec le repas sanguin

Cependant une nuance est à apporter. En effet, les cellules digestives au lieu d'aboutir à des cellules digestives épuisées peuvent évoluer en cellules digestives vides. Une fois la mue terminée, ces dernières peuvent se comporter comme des cellules indifférenciées. La figure 31: présente ces différents types de cellules digestives.

### **d. La digestion**

La digestion chez les tiques contrairement aux insectes hématophages ne se réalise pas dans la lumière du ventricule et des cæca [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; AKOV : 1982]. Elle est uniquement intracellulaire, avec la mise en place de mécanismes de pinocytose et de phagocytose. De tels affirmations sont basées sur la mesure du pH luminal le plus bas relevé et du pH optimal des protéases notamment de *O.moubata* soit respectivement de 6 et 3 [AKOV : 1982 ; GRANDJEAN : 1984].

Constatation importante pour les maladies vectorielles, les agents pathogènes aspirés avec le sang par la tique ne sont pas soumis à un environnement hostile au contraire des insectes hématophages du fait de l'absence de protéases [AKOV : 1982].

La digestion a été étudiée de deux manières différentes : soit en mesurant la perte de poids afin de déterminer le taux de digestion, soit en mesurant la quantité d'hémoglobine présente dans l'estomac et les cæca [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973].

Très adaptée aux comparaisons entre les femelles fécondées ou non, la première méthode peut s'entacher d'erreurs du fait de la concentration du repas sanguin. La seconde méthode est plus précise mais est limitée par le fait que la tique n'absorbe pas que du sang mais également de la lymphe et des tissus ce qui contrarie la mesure du taux de digestion.

De telles études, bien que peu comparables entre elles, ont permis de mettre en évidence les différentes phases de digestion de la tique [ARKOV : 1982].

Les étapes de digestion qui font actuellement consensus sont présentées ci-après, celles-ci sont dissemblables entre les Argasidae et les Ixodidae [ARKOV : 1982 ; TARNOWSKI & COONS : 1989 ; AGYEI & RUNHAM : 1994]. Une fois l'hôte quitté, les Argasidae commencent leur digestion [GRANDJEAN : 1983].

Chez les Ixodidae, l'enchaînement des phases débute au commencement du repas sanguin et est en relation avec les phases d'ingestion d'Arkov [ARKOV : 1982]. Nous allons présenter le déroulement des différentes étapes et le type cellulaire associé à chacune d'elle.

Les variations interspécifiques portent sur la durée des phases et l'existence ou non de cellules sécrétrices.

### ***1. Phase de digestion réalisée sur l'hôte*** [ARKOV : 1982]

C'est la première phase digestive continue. Elle se déroule lors de l'ingestion du repas sanguin avant un éventuel accouplement de la tique (voir sous partie A : les étapes du repas sanguin)

Cette phase se subdivise en deux pour l'épithélium stomacal.

- **Une phase préparatoire**

Durant celle-ci il y a peu de digestion mais le repas sanguin est concentré dans la lumière ventriculaire et l'hémolyse des cellules sanguines commence. L'excrétion de liquide hyposmotique (eau et ions) dans la salive permet la concentration du repas sanguin [KAUFMAN & SAUER : 1982].

On observe la différenciation de l'épithélium : d'un épithélium de cellules indifférenciées contenant quelques cellules digestives résiduelles sessiles, l'attachement entraîne la libération des grains d'hématine du stade précédent qui étaient stockés dans les cellules digestives [AGYEI & RUNHAM : 1994]. Ensuite, les cellules indifférenciées forment des cellules pro-digestives qui évoluent en cellules sessiles puis en cellules sessiles résiduelles au cours de la phase d'ingestion [AGYEI & RUNHAM : 1994]. De temps en temps des cellules digestives chargées en grains d'hématine, les libèrent dans la lumière ou alors se détachent devenant des cellules digestives détachées.

- **Une phase de croissance**

La différenciation des cellules digestives est plus intense encore que lors de la phase préparatoire et des cellules sécrétrices apparaissent. La digestion est intense, les cellules digestives captent l'hémoglobine via la pinocytose et les leucocytes par phagocytose [ARKOV : 1982].

Le contenu de la lumière intestinale évolue : il s'homogénéise avec la lyse des cellules sanguines et la cristallisation de l'hémoglobine destinée à être digérée par la suite [ARKOV : 1982 ; GRANDJEAN : 1984].

L'hémolyse serait permise par une hémolysine [ARKOV : 1982 ; TARNOWSKI & COONS : 1989] sécrétée dans la lumière intestinale sans doute par les cellules sécrétrices s2m trouvées par Abdege chez *B.microplus* mais cela contredit l'idée de l'absence d'enzyme libre dans la lumière stomacale [ARKOV : 1982].

La dégradation des nutriments qui s'ensuit dans les cellules digestives produit des granules d'hématine, résidus de la digestion, qui s'accumulent dans les cellules. Celles-ci sont libérées dans la lumière de l'intestin lorsque la cellule digestive devient une cellule digestive épuisée.

Les nutriments produits par la digestion intracellulaires permettent notamment la synthèse des constituants de la cuticule nécessaires pour l'engorgement post-accouplement.

Les grains d'hématine semblent être le déchet métabolique ultime de la digestion [ARKOV : 1982 ; TARNOWSKI & COONS : 1989].

La fin de cette phase est marquée par une réduction importante du nombre de cellules sessiles et de cellules sessiles résiduelles, qui se détachent et s'apoptosent en libérant leur grain d'hématine dans la lumière. Peu de ces cellules détachées se retrouvent au début de la phase d'engorgement [AGYEI & RUNHAM : 1994]. Les cellules sécrétrices deviennent matures [AGBEDE & KEMP : 1984]. Tous les auteurs ne font pas la distinction entre les différents types de cellules sécrétrices [AGBEDE & KEMP : 1984 ; TARNOWSKI & COONS : 1989 ; AGYEI & RUNHAM: 1994].

Une vidange du contenu du ventricule-cæca par vidange fécale comme chez *Dermacentor variabilis* est parfois associée à ces modifications histologiques [TARNOWSKI & COONS : 1989].

## **2. L'engorgement**

Lors de cette phase la quantité de sang ingérée est très importante mais peu de sang est digéré (voir sous-partie A : Les étapes du repas sanguin).

La lumière stomacale et cæcale s'élargit suite à l'absorption intensive de sang [TARNOWSKI & COONS : 1989]. Les cellules présentes à la fin de la phase précédente, n'évoluent pas et sont peu actives [AGBEDE & KEMP : 1984]. A l'issue de cette dernière phase, l'épithélium est étiré ne formant qu'une mince couche de cellules aplaties.

## **3. Phase de digestion après détachement** [ARKOV : 1982]

C'est la deuxième phase continue de digestion.

Au cours de celle-ci, la digestion reprend de manière conséquente jusqu'à la vitellogenèse (formation des œufs), l'oviposition (ponte), puis la mort de la tique. Les cellules digestives recommencent leur évolution et division comme lors de la précédente phase de digestion. Il faut noter que l'on trouve des cellules digestives à des stades différents, car au cours des phases de digestion, on a une croissance et différenciation cellulaire focale des cellules indifférenciées [AGYEI & RUNHAM : 1994].

On observe tous les stades de cellules digestives avec des cellules sessiles, résiduelles sessiles ou détachées.

Le contenu de la lumière redevient homogène comme lors de la première phase de digestion, après la lyse des cellules sanguines et avec la libération des grains d'hématine [AGYEI & RUNHAM : 1994].

Au niveau histologique la seule différence majeure avec la première phase digestive est l'apparition des cellules vitellogènes [AGBEDE & KEMP : 1984 ; TARNOWSKI & COONS : 1989].

## **C. L'intestin postérieur**

En fonction des auteurs, différents éléments sont classés ici :

- Douglas en 1943 considère qu'il contient le rectum, l'anus, le sac rectal, les tubes malpighiens et cette connexion entre le bord ventro-postérieur du ventricule et le sac rectal [DOUGLAS : 1943].
- chez *O.kelleyi*, Sonenshine considère que cet ensemble ne comprend que le rectum et l'anus [SONENSHINE & GREYSON : 1970], les autres structures sont alors regroupées dans l'intestin moyen.
- Sonenshine considère en 1991 qu'il contient l'étroite connexion entre le bord ventro-postérieur du ventricule et le sac rectal avec le rectum et l'anus. [SONENSHINE : 1991].

Mais cette subdivision est souvent déterminée par l'origine embryonnaire des tissus et à ce titre l'anus et le rectum ont une origine ectodermique du fait de la présence de cuticule sur les coupes histologiques, alors que le sac rectal et le tube connectif ont une origine endodermique [SONENSHINE & GREYSON : 1970].

Ici, nous présenterons les éléments tels que les a regroupés Douglas, non selon l'embryologie mais selon une organisation pratique. Il s'agit donc des éléments permettant l'élimination des déchets de la digestion et du métabolisme.

### ***a. L'élément connectif entre l'estomac et le sac rectal***

Il s'agit d'un tube fin rejoignant le ventricule au sac rectal. Il a pour origine le ventricule et se dirige postéro-ventralement au sac rectal. On peut observer son trajet sur les figures 25 et 30

#### ***1. Morphologie***

Chez *Argas brumpti* [ROSHDY: 1966] l'origine ventriculaire est située sur la partie ventrale et postérieure de l'estomac et s'abouche sur la face antéro-ventrale du sac rectal. C'est à ce niveau aussi qu'il s'abouche chez *Dermacentor andersoni* [DOUGLAS : 1943] et chez les autres tiques.

Sonenshine rapporte que s'il est rempli de déchets, il peut être confondu avec un cæcum [SONENSHINE : 1991].

Cet élément se nomme différemment selon les auteurs qui l'ont décrit : le pylore, le rectum, le tube rectal, le tube connectif. Il est absent chez l'Argasidae *O.moubouta*. [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973], mais est présent chez de nombreux Ixodoidea [DOUGLAS : 1943 ;

GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; SONENSHINE : 1991].

Il est décrit comme ayant un rôle de transport passif des matières fécales contenant l'hématine, des débris cellulaires et des éléments non digérés (hémoglobine, sang) de l'estomac vers le sac rectal [TARNOWSKI & COONS : 1989 ; SONENSHINE : 1991].

La dénomination tube connectif sera utilisée dans le reste de ce travail.

## **2. Histologie**

Elle varie selon les des études. Sonenshine [SONENSHINE : 1991] précise que de manière générale il est constitué d'un épithélium cubique simple reposant sur une membrane basale, avec une fine couche de muscle lisse circulaire et longitudinal.

Le tube connectif n'a pas de cuticule coiffant le pôle apical des cellules épithéliales contrairement au rectum. Les muscles joueraient le rôle de sphincters, il se base notamment sur son étude d'*O.kelleyi* [SONENSHINE & GREYSON : 1970].

Selon Douglas [DOUGLAS : 1943] le sphincter est quasiment toujours fermé chez les Ixodes mais reste ouvert en permanence chez les Argasidae.

Chez *D.andersoni*, l'histologie évolue le long du trajet du tube connectif : d'un épithélium similaire à celui de l'estomac, les cellules s'aplatissent lorsque l'on se rapproche de l'abouchement au sac rectal.

Il note lui aussi la présence de fibres musculaires mais la lumière se réduit et devient virtuelle peu avant d'atteindre le sac rectal.

## **b. Le sac rectal**

Le sac rectal situé sur l'axe médial du corps de la tique au niveau de l'anus, ressemble à une ampoule auquel s'abouche le tube connectif antéro-ventralement et les deux tubes de Malpighie.

### **1. Morphologie**

Selon les dessins et les explications des auteurs, les tubes de Malpighie s'abouchent latéralement à l'extrémité caudale du tube connectif (s'il y en a un) qu'il s'agisse d'un Argasidea ou d'un Ixodoidea [DOUGLAS: 1943 ; ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966 ; GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973 ; SONENSHINE : 1991].

Le rectum part de la face ventrale du sac.

Le sac rectal est souvent blanc en apparence chez les tiques non nourries car il est chargé de cristaux de guanine, puis il commence à se colorer en rouge au fur à mesure que les déchets du métabolisme se déversent dans le sac via le tube connectif [DOUGLAS : 1943 ; BALASHOV : 1958 ; ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE : 1970 ; BALASHOV & RAIKHEL : 1973 ; SONENSHINE : 1991].

Cette disposition générale présente des variations interspécifiques en ce qui concerne la forme du sac :

- Le sac rectal est informe ce dont est convaincu Balashov *pour Ixodes ricinus*, et

Christophers chez *Ripicephalus* [CHRISTOPHERS : 1906 ; BALASHOV : 1958].

- Sonenshine et Roshdy s'accordent à dire que le sac rectal est bilobé chez certaines espèces d'Argasidae [ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE : 1991] et chez *O kelleyi* [SONENSHINE : 1970].

## **2. Histologie**

Le tissu est constitué par une fine couche de cellules aplaties, il s'agit d'un épithélium cubique qui peut évoluer en un épithélium pavimenteux lorsque le sac est rempli de déchets. La membrane basale sépare l'épithélium d'un réseau de cellules formant des fibres musculaires circulaires [BALASHOV : 1958 ; SONENSHINE : 1991].

Balashov et Sonenshine estiment tous les deux, au vu de leurs résultats et de ceux d'autres auteurs, que le sac rectal est capable comme les tubes malpighiens de réabsorption d'eau et d'ions. Balashov démontre qu'au niveau ultra-structural les cellules sont similaires entre les tubes de Malpighie et le sac rectal chez *I.ricinus* [BALASHOV : 1958].

### **c. Le rectum et l'anus**

Nous avons décrit précédemment en morphologie externe les plaques anales élément final du tube digestif et du tube rectal (ou rectum) constitutif de «l'anus».

Le rectum est court et relie le sac rectal à l'anus. Il est constitué par un fin épithélium reposant sur une membrane basale avec la présence d'une fine cuticule qui protège le pôle apical de ces cellules [DOUGLAS : 1943 ; ROSHDY : 1962 ; SONENSHINE : 1991].

Chez *D.andersoni* le rectum est court, son origine se trouve sur la face postérieure et ventrale du sac [DOUGLAS : 1943].

Des muscles partent de l'anneau chitinisé de l'ouverture anale (voir sous-partie A : l'idiosome) pour se fixer sur le rectum et permettent d'élargir le rectum et de l'extérioriser. Leur position est donnée par la figure 34. Les plaques anales s'ouvriraient par la pression hydrostatique de l'hémolymphe permise par la contraction des muscles dorso-ventraux [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1991].

### **d. Les tubes malpighiens** [KAUFMAN & SAUER : 1982]

Il s'agit de deux tubes fins (un par côté) servant à l'élimination des déchets azotés qui peuvent prendre des couleurs allant du translucide à un blanc crème, en fonction de la présence ou pas de guanine dans la lumière. Leur physiologie est difficile à étudier : la récupération de leurs excréta non contaminés par les déchets du tube digestif est délicate.

Ils n'interviennent pas dans la concentration du repas sanguin, ce rôle est le fait des glandes salivaires

Les déchets métaboliques sont concentrés et éliminés sous une forme solide : la guanine qui est la moins soluble des purines. La production de guanine est très consommatrice d'énergie, ce qui est étonnant pour un organisme visant l'économie énergétique pour survivre. Cependant les autres métabolites sont plus consommatrices d'eau et augmenteraient la déshydratation de la tique.



La tique utilise donc une autre stratégie de contrôle de sa déshydratation : le «choix» d'une excrétion sous forme solide des déchets azotés.

Extérieurement, on peut remarquer une variation inégale de diamètre des tubes sur l'ensemble de la structure formant une sorte de chapelet de saucisses, la différence de section étant liée à la présence ou non de cristaux de guanine dans le tube [DOUGLAS : 1943].

### **1. Anatomie**

Le trajet de ces tubes dans la tique est assez complexe.

Il s'insinue entre différents organes et la position du rostre chez les Ixodidae et Argasidae implique des trajets différents entre ces deux familles.

Ces tubes ont tendance à flotter dans l'hémolymphe et présentent peu de rapports fixes aux autres organes dans le corps de la tique.

Ainsi bien que Sonenshine sur *O.kelleyi* [SONENSHINE : 1970] détaille un trajet complexe du tube, nous allons considérer uniquement les descriptions du trajet des tubes malpighiens chez les Ixodidae. Notamment celle de Douglas chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943] et celle de Balashov qui dans un article synthétique décrit un trajet des tubes malpighiens après avoir étudié *I.ricinus*, *H.punctata*, *Dermacentor pictus*, *Rhipicephalus turanicus* et *H.asiaticum* [BALASHOV : 1958], toutefois il rappelle que la description utilisera les femelles de l'espèce d'*I.ricinus*. Et nous étudierons son article plus récent sur *H.asiaticum* [BALASHOV & RAIKHEL : 1973].

Les tubes ont le même trajet respectivement à droite et à gauche selon que l'on considère le tube droit ou le tube gauche, le tube droit restant du côté droit et réciproquement.

Balashov en 1958 décrit ainsi ce trajet :

Partant, de son abouchement au sac rectal, le tube se dirige postérieurement jusqu'au bord caudal de la tique, il repart ensuite antérieurement, jusqu'au niveau du synganglion. De là, il repart dans le sens opposé.

Cette description qui correspond au trajet des tubes chez *I.ricinus* me semble toutefois peu détaillée et Balashov n'a pas présenté de schéma général du trajet.

Douglas chez *D.andersoni* décrit un trajet plus détaillé et plus long.

Partant du sac rectal, le tube droit prend une direction postérieure puis il se replie et s'étend à travers les viscères jusqu'au cæcum antéro-latéral droit où il présente un attachement au cæcum avec du tissu conjonctif. De là, le tube s'infléchit selon une direction postéro-latérale vers les marges de l'idiosome jusqu'à dépasser le sac rectal, puis alors il se recourbe sous les viscères et se dirige alors vers le synganglion. La figure 30 présente le trajet du tube malpighien droit chez *D.andersoni*.

### **2. Histologie**

Les tubes malpighiens présentent un épithélium cubique avec une orientation des cellules qui

présentent des villosités au sommet de leurs pôles apicaux. Ils reposent sur une membrane basale.

Un réseau de fibres musculaires transverses entoure les tubules et permet l'expulsion des cristaux [DOUGLAS : 1943 ; BALASHOV : 1958 ; BALASHOV & RAIKHEL : 1973]. Ce réseau est entouré par un tissu connectif

On peut souligner la présence de cellules plus larges soulevant la couche de cellules épithéliales et contenant alors des rickettsies endosymbiotiques du genre *wolbachia* [BALASHOV & RAIKHEL : 1973] retrouvé chez *H.asiaticum* et d'autres espèces [NODA & col.: 1997].

Sonenshine décrit une histologie légèrement différente chez *O.kelleyi* constituée de deux couches d'épithélium au lieu d'une simple couche, mais son schéma associé à cette description est repris ensuite dans son ouvrage de 1991 où il ne rapporte plus qu'une couche d'épithélium [SONENSHINE : 1970 ; SONENSHINE : 1991].

## **IV. L'APPAREIL REPRODUCTEUR**

Nous allons présenter seulement l'appareil génital femelle. Roshdy l'a décrit chez des tiques *Ixodes ricinus* à jeun [ROSHDY : 1969].

Les travaux d'autres auteurs tels ceux de Christophers [CHRISTOPHERS : 1906], Douglas [DOUGLAS : 1943], Roshdy [ROSHDY : 1962 ; ROSHDY:1966], Sonenshine [SONENSHINE : 1991], présentent des différences que nous pouvons attribuer à la variation inter-espèces : un ovaire bifide ou non, histologie des organes. L'article de Roshdy servira de base à notre étude.

L'appareil reproducteur comporte un ovaire, deux oviductes, un oviducte commun, un vagin en deux parties et des glandes accessoires.

### **A. Anatomie** [ROSHDY : 1969]

L'ensemble de ce système se situe ventralement au plan formé par le ventricule-cæca avant que les cæca s'infléchissent sous la masse viscérale

La figure 35 montre la disposition générale de l'appareil reproducteur, les figures 24 et 25 permettent de comprendre la topographie des différents organes de la tique.

#### ***a. L'ovaire***

En forme de fer à cheval, les branches étant dirigées rostralement, il est unique chez *I.ricinus*. Il se situe ventralement aux cæca postérieurs et sa courbure postérieure est dorsale au sac rectal.

#### ***b. Les oviductes***

Au nombre de deux, ils partent chacun d'une des extrémités de l'ovaire, s'avancent antérieurement sur une courte distance puis leurs trajets s'inversent et les deux oviductes s'abouchent directement et latéro-postérieurement à l'oviducte commun. Leurs abouchements

symétriques sont sur un axe perpendiculaire au plan sagittal.

### **c. L'oviducte commun**

Ce sac triangulaire antérieur au sac rectal reçoit les oviductes au niveau de sa partie postérieure et s'effile vers l'avant formant ainsi un tube connectif qui rentre dans le vagin dorso-caudalement. Certains auteurs dont Roshdy le nomme l'utérus d'*I.ricinus*.

### **d. Le vagin**

Ce canal situé sur le plan médial, s'abouche à l'ouverture génitale et se dirige caudalement.

Le vagin se divise en deux parties : une partie cervicale et une partie vestibulaire. C'est l'insertion des glandes tubulaires accessoires qui sépare ces deux parties. La partie cervicale du vagin, tube aux parois épaisses débute caudalement à l'insertion de ces glandes. Le vagin vestibulaire antérieur aux glandes tubulaires accessoires est court et possède de fines parois.

Des différences inter-spécifiques existent :

- présence ou non, de réceptacle séminal

Cette structure sert de zone de stockage des spermatozoïdes en attendant que les ovocytes soient matures.

Roshdy [ROSHDY : 1969] n'a pas trouvé de réceptacle séminal chez *I.ricinus* de même que chez *Argas brumpti* et *A.Bouetti* [ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966]. D'autres auteurs en font état chez d'autres espèces de tiques : Douglas chez *Dermacentor andersoni* [DOUGLAS : 1943], Sonenshine chez *D.variabilis* [SONENSHINE : 1991]. Toutefois Dhiel [DIEHL & col.: 1982], le confirme sur son schéma modifié d'après Balashov : les prostriata n'ont pas de réceptacle séminal. La figure 36 présente l'organisation des appareils reproducteurs selon les familles.

- présence ou non, d'éléments musculaires

Douglas [DOUGLAS : 1943] relève un élément musculaire chez *D.andersoni* que Sonenshine ne rapporte que chez *O.kelleyi* [SONENSHINE : 1970 ; SONENSHINE : 1991] avec quelques variations dans l'attachement de ces muscles. Roshdy n'en fait pas état chez *I.ricinus*.

Une bande musculaire s'attachant sur la portion antéro-dorsale de la partie cervicale du vagin se dirige antéro-ventralement et s'attache à la cuticule ventrale de l'idiosome.

Chez *O.kelleyi* ces muscles ont une disposition différente [SONENSHINE : 1970].

Une paire de muscles dorsaux s'insère sur la région dorsale et postérieure du vestibule et une autre paire de muscles ventraux s'insère ventralement sur le vestibule. Cependant bien que l'on peut penser que leur origine est un desmosome avec les cellules synthétisant la cuticule, Sonenshine ne précise pas leur insertion [SONENSHINE : 1970].

Le fait que le vestibule s'extériorise en dehors de l'ouverture génitale lors de l'ovo-position, formant une sorte d'ovipositeur, sert à expliciter le rôle de ces bandes musculaires. Elles permettent cette éversion de par leurs contractions [DOUGLAS : 1943 ; DIEHL & col.:1982 ; SONENSHINE : 1991].

### ***e. Les glandes tubulaires accessoires*** [DIELH & col.: 1982]

Présentes chez toutes les tiques, dont les femelles *I.ricinus* elles ressemblent à deux tubes légèrement courbés qui s'ouvrent dorso-latéralement à la sortie du vestibule. Il s'agit d'une fine connexion tubulaire, sur lequel se trouve une glande tubulaire de diamètre supérieure chez les tiques à jeun. Elles ont été décrites chez *D.variabilis* par Sonenshine comme conservant leur forme générale avec un grossissement de la partie glandulaire maximale lorsque la tique est gorgée [SONENSHINE : 1991].

### ***f. Les glandes lobulaires accessoires***

Ces glandes ne sont pas décrites par Roshdy bien qu'elles soit présentes chez les Prostiata et chez *I.ricinus*, comme le montre la figure 36 [DIELH & col. : 1982 ; SONENSHINE : 1991].

Mais Roshdy a réalisé son étude sur des femelles *I.ricinus* à jeun et ne les pas trouvées. Or Sonenshine les décrit comme petites et non développées chez les femelles à jeun [SONENSHINE : 1991]. Leur absence dans l'étude de Roshdy peut être la conséquence de cette caractéristique.

Il s'agit d'une partie glandulaire constituant le vestibule vaginal, qui s'hypertrophie au cours du repas et prolifère, prenant chez *D.variabilis* une forme bulbeuse trilobée entourant le vestibule du vagin [SONENSHINE : 1991].

## **B. Histologie**

L'histologie n'ayant pas été très détaillée dans le travail de Roshdy [ROSHDY : 1969], nous allons essayer de la décrire grâce aux travaux sur d'autres espèces.

### ***a. L'ovaire*** [BRINTON & OLIVIER jr : 1971 ; SONENSHINE : 1991]

Cette structure présente une évolution importante au cours de l'engorgement de la tique avec le développement des ovogonies en oocytes. Par exemple, Roshdy ne retrouve pas d'oocytes proéminents qui marquent la surface de l'ovaire chez d'autres espèces Argasidae lorsque la tique n'a pas pris de repas sanguin. Les oocytes se développant au cours du repas sanguin, l'ovaire est alors lisse chez les femelles à jeun d'*I.ricinus* [ROSHDY : 1969]. L'ovaire se déforme et devient bosselé au cours du repas par la maturation des oocytes [BRINTON & OLIVIER jr : 1971; SONENSHINE : 1991]. La description histologique impose la prise en compte de l'évolution de cette structure au cours du temps. La figure 37 permet de suivre l'évolution de l'histologie d'un ovaire.

Pour expliciter l'évolution histologique ovarienne, nous nous baserons sur le travail de Brinton chez les femelles *D.andersoni*.

#### ***1. Adulte sortant de sa mue***

Après sa mue, la tique ne part pas directement à la recherche d'un hôte, elle doit d'abord attendre le durcissement de sa cuticule et l'élimination des déchets métaboliques de sa mue, comme pour le passage stade larve-nymphé [PEREZ & ROHDAIN : 1977]. Au cours de cette

période l'ovaire évolue également.

L'ovaire est alors formé de l'extérieur vers l'intérieur, d'une couche de cellules musculaires recouverte par une couche cellulaire formée d'oocytes et de cellules interstitielles.

### **2. Quelques semaines après la mue**

La forme générale de l'ovaire évolue. Un sillon longitudinal, représenté sur la figure 37, déforme l'ovaire selon l'axe longitudinal. L'ovaire voit sa lumière se collaber et les cellules interstitielles forment un épithélium continu. Il a une forme de croissant en section transverse.

### **3. 48h après l'attachement sur l'hôte**

Les oocytes, jusqu'alors regroupés dans la lumière collabée, migrent vers la surface de l'ovaire et la déforme à l'exception des oocytes situés sur le sillon longitudinal qui ne se développent pas. L'ovaire lisse jusqu'alors devient bosselé, les oocytes baignant dans l'hémolymphe.

Les oocytes sont rattachés à la paroi de l'ovaire par un fin pédicelle de cellules funiculaires (funicular cells). 90 % de leur surface est ainsi exposée dans l'hémolymphe, une couche de propria tunica les séparant de cette dernière.

Acellulaire, la tunica propria est un tissu connectif formé de 4-5 couches de matériel fibrillaire. Elle s'étend sur tous les oocytes et les englobe.

On reconnaît les oocystes par leur grande taille et leur large noyau. Ils restent connectés à l'ovaire par le pédicelle nommé : funiculus. Il relie l'ovocyte à la lumière ovarienne par son canal central comme le montre la figure 33.

### **4. 24h après la fin de l'engorgement et jusqu'à l'oviposition**

La maturation s'accélère et les cellules interstitielles comme les cellules funiculaires s'hypertrophient.

Plus on avance dans le temps, plus les oocytes situés sur le sillon longitudinal qui maturaient peu et plus lentement que les autres, se développent et gagnent en volume.

Les oocytes les plus éloignés du sillon longitudinal sont les plus matures.

### **5. Durant l'oviposition**

Trois jours avant et 24h après l'oviposition, l'ovaire est contracté et replié sur lui. Les oocytes matures se retrouvent alignés dans la lumière ovarienne. Du fait de la distension de la lumière, le sillon longitudinal s'efface aux extrémités crânielles de l'ovaire et des spermatozoïdes sont retrouvés dans toute la lumière ovarienne.

72h après le début de l'oviposition, il reste peu d'oocytes sur les parois ovariennes, les cellules funiculaires et la lamina propria forment des sortes de sacs vides supportés par le funiculus comme le révèle la figure 37.

La figure 38 montre l'histologie de l'ovaire chez *O.kelleyi*, bien qu'il s'agisse d'une Argasidae. Elle est en accord avec les descriptions histologiques de *D.andersoni*.

#### **b. L'oviducte**

Il est formé par un épithélium cubique délimité par une lame basale. Celle-ci étant entourée d'une membrane de tissu connectif présentant parfois des cellules musculaires [ROSHDY : 1969 ; SONENSHINE : 1991].

### **c. L'oviducte commun :**

Il est formé chez *I.ricinus* d'un épithélium entourant la lumière du sac et s'appuie sur une couche musculaire. Cette couche musculaire est englobée par du tissu conjonctif. Les cellules constitutives de cet épithélium présentent une organisation focale. La partie ventrale est constituée de petites cellules cubiques qui présentent un noyau rond. Les cellules de la partie dorsale sont de forme rectangulaire allongée et ont un cytoplasme vacuolaire [ROSHDY : 1969] comme le montre la figure 39.

Chez *Haemaiphysalis (Kaiseriana) spinigera* l'oviducte commun est recouvert par une couche de cuticule mais cela n'a pas été retrouvé chez les autres Ixodoidea [ROSHDY : 1969].

### **d. Le tube connectif**

Sa lumière est collabée chez les femelles non accouplées de *D. variabilis* [SONENSHINE : 1991].

Chez cette espèce, comme chez *I.ricinus*, l'épithélium qui le constitue n'est pas directement en contact avec le contenu luminal. Il est recouvert par une fine couche de cuticule.

Il est entouré par des bandes musculaires formées de cellules musculaires lisses [SONENSHINE : 1991].

Roshdy précise que les cellules musculaires sont celles du vagin qui se prolonge sur la structure histologique du tube connectif. De plus la couche de cuticule est en liaison avec celle du vagin [ROSHDY : 1969 ; SONENSHINE : 1991].

### **e. Le vagin** [ROSHDY : 1969 ; SONENSHINE : 1991]

Il se compose de deux parties :

#### **1. La partie cervicale :**

L'épithélium prismatique est plissé et le pôle apical des cellules cylindriques est recouvert d'une fine couche de cuticule. La base de l'épithélium repose sur une couche musculaire lisse épaisse, il s'agit de la partie la plus musculeuse du tractus génital [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1991]. Les cellules épithéliales présentent des granules éosinophiles (PAS-positif) qui passent dans la lumière vaginale laissant envisager un rôle sécrétoire. Cette sécrétion serait responsable de la rupture des spermatophores et permettrait la libération des spermatozoïdes [ROSHDY : 1969].

La particularité musculaire suggère que cet organe intervient dans l'oviposition en facilitant la chasse des œufs vers l'ouverture génitale, car contrairement aux insectes, la tique n'a pas d'ovipositeur.

#### **2. La partie vestibulaire**

Les parois fines sont formées par une couche de cellules syncytiales avec des noyaux ovales. Cet épithélium est recouvert par la fine couche de cuticule issue de l'ouverture génitale et qui s'étend et recouvre le vagin et le tube connectif. La cuticule du vestibule s'assouplit peu avant l'oviposition pour permettre l'accommodation du vestibule au diamètre des œufs qui vont être pondus [SONENSHINE : 1991]. La figure 30 révèle l'histologie complète de cette région chez *D.andersoni*.

### ***f. Les glandes accessoires***

Roshdy ne développe pas l'histologie de ces structures chez *I.ricinus*. Nous nous servirons par conséquent des publications de Douglas et de Sonenshine [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1991].

#### **1. Glandes accessoires tubulaires**

Légèrement plus larges que leur tube collecteur, elles sont constituées par un épithélium prismatique entourant une lumière amincie chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943] et *Rhipcephalus*.

Selon Sonenshine, suite à une étude en microscopie électronique chez *D.variabilis*, le tube collecteur est décrit comme étant court et formé par une fine couche de cuticule entourant la lumière du conduit. Sur cette cuticule, on note une couche de cellules inactives reposant sur une membrane basale.

La partie glandulaire est formée par un épithélium pluri - stratifié de cellules sécrétrices associées à des cellules étoilées de soutien. La taille de cette structure peut tripler lorsque la femelle est gorgée [SONENSHINE : 1991].

#### **2. Glandes accessoires lobulaires**

Elles entourent le vestibule du vagin et ne se trouveraient que chez les Ixodoidea [DIELH & col.: 1982 ; SONENSHINE : 1991]

Leur étude chez *D.andersoni*, établit qu'elles ne se retrouvent que chez les femelles gorgées du fait d'une prolifération et d'une hypertrophie cellulaires. Le vestibule du vagin est formé par un épithélium granulaire syncytial. De fins canaux traversent la cuticule vaginale.

Après prolifération cet épithélium prend une forme trilobée englobant le vestibule du vagin..

Il s'agit en fait de canaux qui collectent les sécrétions de l'épithélium et les regroupent en un sinus responsable de cette forme particulière.

Ces canaux ainsi que le sinus sont remplis de matériaux amorphes et parfois d'un fluide sécrétoire [SONENSHINE : 1991].

## **C. L'organe de Géné**

Cet organe peut s'externaliser plus de cent fois par jour [PEREZ-EID : 2009] et intervient lors de la dépose des œufs par la tique.

Lorsque la tique est gorgée sa morphologie est modifiée par la quantité de sang qu'elle a absorbée. Le capitulum et le scutum tendent à avoir une position perpendiculaire à l'axe général du corps. Cette position est accentuée lors de la perte d'eau qui suit la fin du repas sanguin.

Ainsi lors de la ponte, la tique qui a déjà une position en L, voit son gnathosome sous l'action de muscles, être plaqué contre l'idiosome ventral [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Le vestibule du vagin fait protrusion via l'ouverture génitale, suite à l'action des muscles et prend une orientation crâniale.

Un oocyte est déplacé jusqu'à l'extrémité de cet ovipositeur suite aux contractions du tractus

reproducteur. Il est alors récolté par les doigts de l'organe de Géné qui le recouvre des sécrétions issues de l'organe et des aires poreuses. Elles permettent de limiter son dessèchement.

Le capitulum se redresse ensuite et l'oocyte est déposé dorsalement [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; PEREZ-EID : 2009].

La ponte de la tique se fait donc à reculons. La figure 41 montre le déroulement de ces étapes.

Les aires poreuses chez les Ixodoidea sont en contact étroit avec l'organe de Géné éversé.

### **a. Morphologie**

Cet organe se retrouve chez tous les Argasidae et les Ixodidae. Il se replie dans une ouverture située au niveau de la zone de jonction entre l'idiosome et le gnathosome chez les Ixodoidea : le pli du camérostome. Les figures 26 et 42 montrent sa localisation [DIEHI & col.: 1982].

Christophers décrit l'organe de Géné lors de son étude de *Rhipicephalus spp* et d'*Ornithodoros*, sans lui attribuer de rôle précis [CHRISTOPHERS : 1906].

Il nomme cette structure «glande céphalique» et la décrit chez *Rhipicephalus spp* comme des diverticules en forme de doigts accessibles seulement par une légère ouverture lorsque le rostre de la tique est plaqué sur sa face ventrale.

Cette description est similaire aux descriptions actuelles de la morphologie de l'appareil de Géné.

On peut décrire l'organe de Géné comme une sorte de ballon sur lequel on trouve deux à quatre excroissances en forme de cornes ou de doigts. Les Prostriata dont fait partie *I. ricinus* auraient quatre excroissances [SONENSHINE : 1991].

### **b. Histologie** [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1970 ; SONENSHINE : 1991 ; SCHÖL & col.: 2001]

L'histologie de cet organe complexe, est souvent limitée à son étude lorsqu'il est rétracté dans le pli du camérostome. Ainsi la description histologique se base sur des espèces tels *D. reticulatus* et *O. kelleyi* et sur des articles moins spécifiques, les textes se complétant l'un à l'autre. Pour comprendre l'histologie de cette structure nous nous référerons à l'ensemble des articles énoncés plus haut. On peut souligner toutefois l'importance de l'étude de l'organe de Géné via microscopie électronique [SCHÖL & col.: 2001].

Cet organe comprend une fine couche de cuticule et un épithélium formant l'ensemble du sac et des cornes. L'épithélium en relation avec l'hypoderme de la basis capituli et du scutum a une position externe : il est directement en contact avec l'extérieur.

La cuticule correspond à l'armature de la structure formant le sac et est continue avec la cuticule de la basis capituli et du scutum [SONENSHINE : 1991 ; SCHÖL & col.: 2001].

L'épithélium est à la fois en continuité avec l'hypoderme de la basis capituli et du scutum et à la fois externe à la cuticule. L'explication de cette continuité serait permise par la structure glandulaire du sac.

- L'épithélium sous la cuticule, emprunte les canaux exportant les sécrétions des glandes et les tapisse. Il passe à travers la cuticule via ces pores et recouvre alors l'armature cuticulaire.



- Cet épithélium externe évolue au cours du repas sanguin. Il se multiplie et se stratifie formant alors de multiples évaginations en forme de doigts se différenciant. Les cellules situées aux commissures des doigts, produisent alors de nombreux produits de sécrétion.

D'autres tissus glandulaires situés sous le sac cuticulaire et qui émettent leur sécrétion via les pores du sac cuticulaire aident à la sécrétion de produits anti-oxydants luttant contre le dessèchement des œufs.

L'éversion du sac est permise par la pression hydrostatique du corps de la tique. Lorsqu'elle augmente, l'organe est extériorisé. De puissants muscles rétracteurs fixés sur l'hypoderme cuticulaire du scutum permettent de réintégrer l'organe de Géné. Ils s'insèrent sur des «bandes de renfort» qui prennent leur origine au niveau des cornes de l'organe de Géné sur le sac cuticulaire comme le montre la figure 43.

## **VI. L'APPAREIL RESPIRATOIRE**

L'appareil respiratoire est formé des stigmates qui s'abouchent dans l'atrium d'où sont originaires les trachées et trachéoles apportant l'oxygène aux organes. Nous avons déjà décrit les stigmates ainsi que la chambre atriale sous-jacente. Nous allons donc consacrer cette partie au reste de l'appareil respiratoire.

### **A. Anatomie**

Nous allons ici nous intéresser aux trachées et trachéoles ainsi qu'à leur structure, Ces trachées ne sont en règle générale présentes que chez les nymphes et les adultes, le transport des gaz étant trans-cuticulaire chez les larves et œufs à de rares exceptions notamment chez les Argas [SONENSHINE : 1991].

#### ***a. Les trachées***

Au-dessous de chaque ostium se trouve un léger espace sous-ostial qui s'abouche dans l'atrium. De cet atrium partent les troncs trachéaux majeurs dont le nombre varie selon espèce considérée. Sonenshine en a compté huit chez *O.kelleyi* [SONENSHINE : 1970] Douglas en rapporte quatre chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943].

Une différence sexuelle concernant le nombre de trachées est à souligner. Les femelles ont plus de trachées que les mâles du fait de leur capacité accrue d'engorgement [OBENCHAIN & OLIVIER jr: 1976].

#### ***b. Les trachéoles***

De ces trachées sont issues de plus petites trachéoles qui continuent à se subdiviser de telle sorte que chaque organe est recouvert par un réseau très engainant de trachéoles qui amènent l'air à l'organe considéré.

L'histologie de ces structures est simple et se retrouve quelle que soit la taille de la trachée ou de la trachéole.

## **B. Histologie** [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1970 ; SONENSHINE : 1991]

L'histologie de l'appareil respiratoire, à partir de l'atrium, est composée pour toutes les voies respiratoires d'une couche de cuticule couvrant un épithélium [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1970 ; SONENSHINE : 1991]. Elle est la même quelle que soit l'espèce considérée.

La cuticule des trachées et trachéoles présente une particularité histologique : elle présente des stries en spirale comme le montre la figure 44.

La striation est nommée taenidium. Elle permet la reconnaissance aisée de ces structures. Il faut rappeler que les canaux salivaires présentent aussi cette striation hélicoïdale.

### **Les trachéoles**

La seule différence histologique avec les trachées est le nombre de cellules constituant l'épithélium. Au niveau des trachéoles, les cellules de l'épithélium, nommées cellules trachéales finales ne sont plus qu'au nombre d'une ou deux par section. Cela correspond à la taille des cellules nécessaires pour englober la lumière de la trachéole.

Le microscope électronique a confirmé que le taenidium était encore présent dans les plus petites subdivisions des trachéoles [SONENSHINE : 1991].

## **VII. L'APPAREIL VASCULAIRE**

Le système circulatoire est composé d'un sinus péri-cardique, d'un cœur, d'une aorte, de sinus péri-ganglionnaires, de sinus péri-nerveux, de vaisseaux et de l'hémolymphe. Le cœur, l'aorte, les sinus et les vaisseaux artériels font partie d'un système vasculaire ouvert. L'hémolymphe une fois sortie des vaisseaux artériels, circule sans contrainte et irrigue tous les organes.

La figure 45 représentant un mâle Ixodidae permet de visualiser la position du cœur et sa topographie.

Le cœur assure la circulation de l'hémolymphe responsable du transport des nutriments, des hormones et des déchets métaboliques pour l'ensemble des organes de la tique.

### **A. Le système circulatoire** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Les descriptions les plus complètes ont été faites par Obenchain et Olivier [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b] sur des Ixodoidea. Dans cette étude, les espèces *Argas radiatus*, *Ornithodoros turicata*, *Ixodes scapularis*, *Dermacentor variabilis* et *Amblyomma tuberculatum* ont été utilisées pour étudier l'ensemble du système circulatoire.

Nous soulignerons les éléments divergents entre les trois espèces d'Ixodidae.

**a. Le cœur** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Le cœur est situé sur le plan sagittal et juste en-dessous de la cuticule du scutum. Cet organe creux est entouré par un sinus péri-cardique et est maintenu suspendu par l'action conjointe des muscles suspenseurs dorso-latéraux et des muscles suspenseurs ventro-latéraux).

Le cœur et son sinus qui l'englobe sont logés dans un espace délimité en haut par la cuticule et antérieurement par les insertions des muscles rétracteurs des chélicères.

Latéralement, le cœur est situé entre la boucle des tubes malpighiens (celle positionnée au niveau du cæcum antéro-latéral par Douglas) et les insertions des muscles dorso-génitaux.

Cette loge est limitée postérieurement par les insertions des muscles postéro-médiaux et dorso-ventraux qui relient les deux faces de la tique. Enfin, cette loge est délimitée ventralement par le ventricule et les caeca comme la figure 46 la représente.

Le cœur a une forme d'un sac aplati dorso-ventralement.

Chez les Ixodidae, le cœur prend une forme pentagonale lors de la diastole et devient sphérique au cours de la systole. La diastole est permise grâce à l'action des muscles suspenseurs dorso-latéraux alors que la systole est assurée par les muscles cardiaques. La vitesse des contractions varie énormément allant de 18 à 120 battements par minute chez *D.variabilis*.

**1. Structure cardiaque** [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Le cœur se divise en deux sections selon l'orientation des fibres musculaires.

La partie postérieure, la plus volumineuse, est formée par sept bandes radiales de muscles striés, s'attachant sur une région musculaire plus épaisse des parois dorsales et ventrales du cœur. La partie musculaire épaisse de la paroi dorsale du cœur est liée grâce à des éléments conjonctifs au scutum.

Sur cette portion postérieure, ventro-latéralement, deux paires d'ostia s'ouvrent. Ils présentent des bords musculieux et permettent le passage de l'hémolymphe dans la cavité cardiaque. Ces quatre ostia positionnés entre les fibres musculaires radiales, communiquent dans une des deux cavités cardiaques de la région postérieure du cœur. La segmentation de la partie postérieure est effective lors de la systole, lors de la diastole elle disparaît. Cette séparation cyclique est liée avec les deux zones musculaires épaissies.

La région antérieure du cœur appelée aussi le cône aortique-myocardique présente une orientation longitudinale des fibres musculaires. Celles situées sur la face dorsale du cône se prolongent sur la paroi dorsale de l'aorte proximale.

Obenchain et Olivier [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b] estiment que cette région antérieure est donc une partie aortique modifiée. On ne retrouve pas de segmentation dans cette région cardiaque.

La trachéation est bien plus importante au niveau de la partie postérieure ce qui révèle un

besoin d'oxygène accru. Ces trachées parviennent au myocarde en suivant notamment les muscles suspenseurs.

La trachéation des deux régions du cœur permet à ces auteurs d'avancer l'idée que la partie postérieure serait responsable de la majeure partie de sa force propulsive.

## **2. Histologie** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]

Les parois cardiaques sont faites de muscles striés mais les limites cellulaires sont difficiles à observer.

Obenchain n'a pas observé d'intima mais ses coupes histologiques présentent un réseau complexe de fibres connectives sur l'ensemble du muscle cardiaque se révélant être les insertions terminales des muscles suspenseurs dorso-latéraux et ventro-latéraux.

Les colorations histologiques ont permis de constater que les myofibrilles sont acidophiles tandis que le myoplasme ne se colore pas (chromophobe). Le noyau des cellules du myocarde est peu visible et placé en périphérie de la cellule.

L'utilisation de leucométhylène blue a permis chez *A.tuberculatus* de mettre en évidence un éventuel ganglion intracardiaque. Celui-ci est formé d'une huitaine de cellules, supposées nerveuses du fait de la coloration utilisée, et se trouve au niveau de la zone épaisse dorsale du myocarde. Leurs axones se dirigent selon les bandes musculaires radiales. La présence d'un ganglion n'a pu être mise en évidence chez les autres espèces de l'étude.

### **b. Structures du sinus péricardique et des muscles suspenseurs** [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]

#### **1. Sinus péricardique**

Le sinus péricardique est composé d'un tissu matriciel : le septum péricardique perforé (perforated péricardial septum) sur lequel se fixent les cellules du sinus. Ce tissu matriciel est constitué par des couches de fibres conjonctives maintenues ensemble par les terminaisons des muscles suspenseurs cardiaques. Le sinus englobe les faces postérieure, ventrale et dorsale du cœur.

Le septum péricardique perforé se lie antérieurement au cône aortique-myocardique [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Sur ce tissu matriciel se fixent des cellules pinocytiques péricardiques semblables aux néphrocytes qui remplissent un rôle similaire au système réticulo-endothélial des vertébrés : elles assurent la clairance des molécules non souhaitées présentes dans l'hémolymphe [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982. La filtration mécanique via les perforations du septum complète ce système de défense.

#### **2. Les muscles suspenseurs**

Ces muscles se terminent sur le sinus péricardique et sur le cœur. Ils permettent par leurs contractions la diastole du cœur mais également le maintien du sinus péricardique.

- **Les muscles suspenseurs dorso-latéraux**

L'origine de ces muscles correspond à des points d'attache situés sur la cuticule (via des sortes de desmosomes) tels les sillons tégumentaires, sur lesquels se fixent d'autres muscles du corps de la tique (voir partie appareil musculaire)[ OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Leurs terminaisons se ramifient : certaines rejoignent le septum perforé péricardique et sont l'un de ces constituants, les autres se terminant à différents endroits de la face dorsale cardiaque et formant un entrelac supportant le cœur.

Chez *A.tubercualtum* ces muscles sont groupés par huit paires, alors que chez *A.radiatus* Obenchain les décrit en trois paires.

Leurs caractéristiques histologiques sont similaires aux cellules myocardiques ; les myofibrilles sont acidophiles et le myoplasme ne se colore pas (chromophobe). Les noyaux des cellules sont plus visibles et situés en périphérie de la cellule.

- **Les muscles suspenseurs ventraux-latéraux**

Ces muscles assurent le maintien de l'intégrité du volume du sinus péricardique. Les muscles ventraux-latéraux droits et gauches ont leurs terminaisons qui se rejoignent autour du sinus péricardique en une ceinture formée de partie conjonctive et de bandes de muscles striés enserrant ce dernier. Elles ne font cependant pas partie du septum péricardique. La position de ces muscles est partiellement reprise sur la figure 46 [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Ces muscles présentent diverses insertions sur la cuticule. Certains des muscles suspenseurs ventraux-latéraux ont pour origine la partie ventrale de l'idiosome. D'autres ont pour origine l'atrium du système respiratoire.

L'histologie est similaire à celle des muscles suspenseurs dorso-latéraux, mais on note la présence de cellules marquées par le leucométhylène blue [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]. On considère qu'il s'agit de neurones sensitifs, proprio-récepteurs fonctionnant notamment comme des mécano-récepteurs de l'étirement de la cuticule [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

### ***c. L'aorte***

Elle se dirige crânialement entre les muscles rétracteurs des chélicères et s'appuie ventralement sur l'estomac. L'aorte émerge de l'extrémité antérieure du cône aortique-myocardique et suit une direction crânio-ventrale. Elle se positionne à son origine entre la cuticule dorsalement et repose sur le ventricule ventralement. Puis elle longe le ventricule et plonge crânio-ventralement au niveau du pro-ventricule pour rejoindre la face dorsale du sinus péri-ganglionnaire.

L'aorte s'insère sur le sinus péri-ganglionnaire dorsalement à la zone de sortie de l'œsophage du synganglion.

Au niveau de la jonction entre le cône aortique-myocardique et l'aorte se trouve un élément valvulaire.

D'après Obenchain et Olivier chez les cinq espèces étudiées, à la jonction aorte-sinus

ganglionnaire on ne retrouve pas de valve [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]. Chow, par son étude en microscopie électronique de *R.sanguineus* en détecte une [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

L'histologie de l'aorte est focale, deux organisations histologiques la constituent.

La paroi ventrale est formée d'une couche squameuse peut être pluri-stratifiée reposant sur une membrane mésenchymateuse. La paroi dorsale, en plus de cet épithélium, contient huit à douze bandes de muscles striés qui couvrent toute la longueur de l'aorte, ont une direction longitudinale et sont régulièrement innervées ainsi que oxygénées via des trachéoles.

#### **d. Les sinus post aortiques** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Ces structures font partie intégrante du système circulatoire. L'aorte s'abouche au plus volumineux, le sinus péri-ganglionnaire. Ce dernier communique avec d'autres sinus.

Les noms des sinus sont en relation avec les structures qu'ils englobent.

Ainsi le sinus ganglionnaire communique avec neuf structures vasculaires :

- crânialement avec le sinus artériel péri-œsophagien : cette structure se divise ensuite en :
  - un sinus artériel antérieur dorsal qui irrigue les nerfs optiques pairs et les nerfs chélicéraux
  - un sinus artériel antérieur ventral irriguant les nerfs pédipalpaux pairs, l'œsophage et le nerf stomédal.Ces deux sinus évoluent ensuite en vaisseaux artériels
- ventralement, il est en relation avec huit vaisseaux artériels podaux, un par patte.

##### **1. Le sinus artériel péri-ganglionnaire**

Le sinus péri-ganglionnaire est en relation crânialement au sinus péri-œsophagien, dorsalement avec les glandes salivaires et ventralement avec les vaisseaux artériels podaux.

Postérieurement, le sinus péri-ganglionnaire se termine au niveau du pro-ventricule, englobant le complexe neuroendocrinien rétro-cérébral ; cette jonction semble avoir un rôle notamment dans le contrôle de l'activité cardiaque.

Il enveloppe totalement le système nerveux central formé du synganglion et l'œsophage qui traverse ce même synganglion, tel un sac [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Les parois de ce sinus, sont «plaquées» contre le synganglion sauf en face dorsale, lieu où l'aorte s'insère, les parois du sinus de cette face ont une relation moins étroite avec le synganglion. La figure 45 reprend la disposition du sinus péri-ganglionnaire.

L'histologie du sinus péri-ganglionnaire est similaire à la partie ventrale de l'aorte : il s'agit d'une couche cellulaire squameuse liée à une membrane mésenchymateuse [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982] et est la même pour l'ensemble des autres sinus et vaisseaux artériels.

## **2. Le sinus artériel péri-œsophagien** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]

Ce sinus se divise en sinus artériel antérieur dorsal et en sinus artériel antérieur ventral.

Ils englobent chacun des structures nerveuses ou musculaires, s'amenuisent et évoluent en vaisseaux artériels. Le sinus artériel antérieur dorsal englobe les nerfs optiques pairs et les nerfs chélicéraux. En s'amincissant, il donne naissance à une paire de vaisseaux artériels qui entoure les nerfs rejoignant les chélicères.

Le sinus artériel antérieur ventral entoure les nerfs pédipalpaux pairs, l'œsophage et le nerf stomédal. Les vaisseaux issus de ce sinus englobent les nerfs palpaux. Un vaisseau médial large part du sinus et englobe le pharynx afin d'irriguer la musculature de ce dernier.

## **3. Les vaisseaux des nerfs podaux**

Ils semblent finir au niveau des coxa de chaque appendice mais Binnington précise que peu d'études ont été réalisées dans cette région.

L'organisation en sinus et vaisseaux sont pour Obenchain et Olivier des éléments prouvant l'importance de la pression hydrostatique pour les mouvements de l'hypostome, du pharynx et des pattes. Les Argasidae ont une sorte de sternum cutinisé : l'endosternite, qui assure le contrôle de cette pression hydrostatique. Les Ixodoidea n'en possédant pas, Obenchain propose que ce rôle soit rempli par une structure histologique : les bandes musculaires couvrant les sinus [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

## **4. Les bandes musculaires couvrant les sinus, éléments de contrôle**

L'histologie des éléments vasculaires correspond à une couche cellulaire squameuse liée à une membrane mésenchymateuse [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Des fibres musculaires extrinsèques traversent cette couche cellulaire du sinus péri-ganglionnaire et ont été retrouvées chez les Ixodes et les Argasidae étudiées par Obenchain et Olivier [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Elles sont présentes au niveau des premières, deuxièmes et quatrièmes paires de vaisseaux podaux et entre les parois du sinus péri-ganglionnaires et la lame neurale du synganglion. L'origine de ces fibres est la cuticule des coxa et chez *Amb. tubercualtum*, elles se poursuivent en muscles dorsaux de l'aorte [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Cette origine aortique établie uniquement chez *Amb. tubercualtum* peut s'expliquer par sa grande taille ce qui facilite la détection de telles structures. Il peut toutefois s'agir d'une variation spécifique, cette espèce en présente déjà une : son hémolymphe est colorée en bleu-vert [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

Une telle continuité n'a pas été révélée chez *Boophilus microplus* où les muscles aortiques s'arrêtent à l'embouchure dans le sinus péri-ganglionnaire [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Obenchain et Olivier voient dans ces fibres musculaires un maillage permettant de rigidifier le ou les sinus selon leurs contractions, entraînant une augmentation de pression dans ces sinus et par relation dans les structures qu'ils irriguent [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b].

## **B. L'hémolymphe** [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Ce fluide vital sert à transporter les déchets métaboliques, les signaux neuro-endocriniens, les intermédiaires métaboliques comme la vitelline mais également au transfert de l'énergie mécanique sous forme de pression hydrostatique. L'hémolymphe a également un rôle primordial dans le transport des hémocytes.

L'hémolymphe peut être pigmentée [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b] chez certaines espèces de tiques, ce qui ne semble pas avoir d'intérêt majeur pour un transport d'oxygène via l'hémolymphe.

L'hémolymphe se compose d'une phase liquide et d'éléments figurés : les hémocytes.

### **a. La phase liquide** [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

Cette phase sert de transport de différentes substances, et de support aux organes qui baignent à l'intérieur.

Son volume varie suivant que la femelle est à jeun ou gorgée : chez *D.andersoni* une femelle gorgée a un volume total de 100-150 $\mu$ l, l'hémolymphe représente toujours 23 % du poids de la tique durant tout le repas.

L'hémolymphe contient des protéines comme la vitelline qui est captée par les oocytes en formation, et des lipides. Les ions et acides aminés qu'elle contient assurent une pression osmotique moyenne de 200 mM/l lorsque la femelle est gorgée comme le rapporte le tableau IV.

Espèces	État physiologique	Pression osmotique (mM/l- NaCl)	Concentration ionique mEq/l					Acide aminé
			NA+	K+	Cl-	Ca++	MG++	
<i>B. microplus</i>	Engorgée	188	136	15	118	8	4	6
<i>H. dromedarii</i>	Engorgée	208	186	13	104	-	-	22
<i>H. anatolicum excavatum</i>	Engorgée	205	186	8	79	-	-	35
<i>H. anatolicum excavatum</i>	En oviposition	185	210	12	57	-	-	17
<i>D.andersoni</i>	A jeun	527	283	20	170	-	-	-
<i>D.andersoni</i>	Engorgée	375	170	7	125	-	-	-

**Tableau IV** : composition ionique de l'hémolymphe chez des Ixoidoidea [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]

### **b. Hémocytes** [DOLP : 1970]

Ces éléments portent différents noms selon les études.



Les études les plus récentes utilisent la microscopie électronique ce qui permet de mieux les classer.

L'ultrastructure de la tique ne sera pas évoquée et nous nous baserons sur le travail de Dolp en 1970 effectué sur quatre espèces de tiques : *Hyalomma anatolicum*, *Hyalomma dromedari* pour les Ixodes et *Argas persicargas arboreus*, *Argas persicargas persicus* pour les Argasidae.

Dolp a classé les hémocytes en trois groupes distincts : les pro-hémocytes, les plasmocytes et les cellules sphériques.

Le classement s'est complexifié grâce à la microscopie électronique entraînant des subdivisions au sein des cellules sphériques.

- Les pro-hémocytes : Petites cellules rondes à ovoïdes, ils se distinguent par un haut rapport nucléo-cytoplasmique. Le cytoplasme, homogène, ne contient pas d'inclusion et il ne concentre pas le Jeanus green B. Le noyau est central avec une chromatine dense.
- Les plasmocytes : Cellules de forme ovoïde avec parfois des formes fusiformes. Le rapport nucléo-cytoplasmique est moins important que le groupe précédent. Le cytoplasme est hétérogène avec des granules de tailles variables et associé à des vacuoles plus ou moins irrégulières : les vacuoles ne prennent pas de coloration au Giemsa. Le noyau qui se teint en violet-rougeâtre est rond à ovoïde avec une chromatine granuleuse.
- Les cellules sphériques : différenciées par la présence de sphérules dans le cytoplasme se colorant en violet par le Giemsa. Les inclusions font entre 2-3 $\mu$ m de diamètre et ces cellules se rompent facilement. Le cytoplasme présente des vacuoles et peut contenir des inclusions petites et granuleuses regroupées en amas. Le noyau est proéminent et se colore en rose avec du Giemsa. Un nucléole est souvent visible.

Dolp a également suivi l'évolution de l'hématocrite entre les quatre espèces citées ci-dessus.

L'hématocrite moyen est de 3,6 % avec des valeurs maximales allant de 0,9 % à 11,8 %. Les variations observées dépendent de l'espèce, du stade et de l'état de réplétion des tiques.

Les femelles ont un hématocrite supérieur à ceux des mâles. Les Argasidae ont en moyenne des hématocrites supérieurs, avec de plus grandes variations entre les individus gorgés et les individus à jeun, par rapport aux Ixodidae.

Ces hémocytes ont différents rôles.

Les pro-hémocytes sont considérés comme étant des cellules germinales pour les autres types cellulaires

Les granulocytes qui font partie du groupe des cellules sphériques de Dolp interviennent dans la coagulation de l'hémolymphe.

Les plasmocytes ont un rôle phagocytaire du fait de leur possibilité de former des filopodes,

de leur nature polymorphe et de la présence de vésicule pinocytaire [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Sirodov rapporte qu'il a observé des plasmocytes internaliser des spirochètes et des bactéries de l'espèce *Brucella*. Leur nombre plus élevé chez les Argasidae peut laisser supposer leur implication dans l'autolyse des tissus lors des mues [DOLP : 1970].

## VIII. LE SYSTEME NERVEUX

### A. Le synganglion [SONENSHINE : 1970 ; Coons & col.: 1974 ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

Le synganglion baigne dans l'hémolymphe contenu dans le sinus péri-ganglionnaire. Cette hémolymphe est filtrée par le sinus péricardique. La figure 47 montre une section transverse du synganglion.

Chez *Dermacentor andersoni* il est positionné dans le plan sagittal et dorsalement au vagin [DOUGLAS : 1943].

Du synganglion partent des nerfs qui innervent l'ensemble des organes de l'organisme.

Il est formé de l'intérieur vers l'extérieur : d'un neuropile, d'un périneurium, d'une zone corticale externe et enfin de la neurilemma.

#### a. *Anatomie* [SONENSHINE : 1970 ; Coons & col.: 1974 ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

La taille du synganglion (SNC) est de 0,5mm de large chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943]. Le synganglion est séparé en deux parties inégales par l'œsophage qui le traverse : une partie péri-œsophagienne ou supra-œsophagienne et une partie sub-œsophagienne ou post-œsophagienne.

L'œsophage pénètre via le bord antéro-ventral du SNC et poursuit son trajet diagonalement selon une direction postéro-dorsale. L'œsophage ressort à la limite postéro-dorsale de l'organe au niveau du pro-ventricule stomacal.

##### 1. *La partie supra-œsophagienne*

C'est la moins volumineuse. Elle comporte les ganglions des chélicères, des palpes, le ganglion optique et le ganglion stomodal (stomodal pons) situé au-dessus de l'œsophage. Ces branches assurent l'échange d'influx nerveux entre la partie supra-œsophagienne et la partie sub-œsophagienne.

De ces ganglions sont issus différents nerfs qui présentent une symétrie sagittale, chaque nerf innervant l'organe ipsilatéral :

- Le ganglion optique, d'où partent deux nerfs optiques,
- Les ganglions des chélicères, d'où partent les nerfs chélicéraux au nombre de deux,
- Les ganglions palpaux, d'où partent les nerfs palpaux au nombre de deux,

- Stomedeal pons : deux nerfs sont issus de ce ganglion. Un nerf pharyngien qui innerve le pharynx et l'œsophage et le nerf récurrent qui suit l'œsophage jusqu'à atteindre un ganglion hypo-oesophagien proche du ROC ou complexe rétro-cérébral (organe rétro-cérébral complexe)[SONENSHINE : 1991].

Le ROC a un rôle endo-sécréteur et est formé de trois lobes : deux lobes ventraux et un lobe dorsal. Ils sont recouverts par une membrane en continuité avec le neurilemma.

La position de ces ganglions est représentée sur la figure 48.

Il est nécessaire de souligner que selon les espèces ces schémas présentent des variations [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Chez *Ixodes ricinus*, bien qu'en absence d'yeux, le ganglion optique est présent comme chez les autres espèces. Perret a décrit le trajet des nerfs optiques chez *I. ricinus* (cf. photorécepteurs). Cette innervation des photorécepteurs est similaire à *Amb. tubercuatum* [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976 ; PERRET & col.: 2003].

Chez *D. variabilis* le nerf pharyngien, de même que le nerf récurrent, présente deux racines distinctes au niveau du stomedeal pons. Chez *Aragas radiatus* les bases des nerfs optiques et des chélicères sont fusionnées [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a].

## 2. La partie sub-oesophagienne [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

Partie la plus imposante du synganglion, elle se compose de quatre paires de ganglions podaux, d'une paire de ganglions olfactifs et d'un ganglion unique le ganglion opisthosomal. Juste à côté de cette région du SNC se trouve le plexus nerveux latéral.

- **Les ganglions podaux et olfactifs**

Ils donnent naissance à huit nerfs podaux qui rejoignent chacun leur patte respective.

La partie dorsale du ganglion podal de la première patte a une position pré-œsophagienne. C'est au niveau de ces ganglions podaux I que se positionne ventralement la paire de ganglions olfactifs comportant les corps cellulaires des neurones issus de la paire d'organes de Haller.

Des branches de nerfs hémaux partent des ganglions podaux innervant des organes variés, comme les glandes salivaires, le sinus péri-ganglionnaire et les vaisseaux artériels. D'autres branches innervent les muscles coxaux et les glandes dermiques.

- **Le ganglion opisthosomal**

Ce ganglion est formé par la fusion des deux ganglions controlatéraux en un seul formant le ganglion opisthosomal, ventral et postérieur.

De ce dernier sont issus les nerfs pairs para-spiraculiens (para-spiracular nerves) et les nerfs pairs opisthosomaux qui innervent les organes internes.

- ***Le plexus nerveux latéral (lateral nerve plexus)***

Localisé latéralement à la masse du synganglion, il est formé par des fibres nerveuses issues des quatre nerfs podaux ipsilatéraux. Dans ce plexus, on trouve également les organes latéraux segmentaires (LSO : lateral segmental organs) ayant un rôle endocrinien supposé.

Cette organisation en LSO ne se trouve que chez les Ixodes [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

## ***b. Histologie*** [COONS & col.: 1974 ; SONENSHINE : 1991]

Le synganglion présentant une symétrie bilatérale est formé de quatre éléments histologiques différents plus ou moins visibles en microscopie optique : la neurilemma, une zone corticale externe contenant les corps des neurones et le neurophile qui est l'élément le plus interne. Le perineurium est une couche de cellules gliales séparant la zone corticale du neurophile. [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SONENSHINE : 1991].

### ***1. La neurilemma***

Elle est formée de couches de fibres incorporées dans une matrice et de matériaux granulaires homogènes. Elle est perméable à la majorité des éléments sanguins excepté les hémocytes.

### ***2. Le perineurium***

Cet élément est formé par une couche de cellules gliales observées en microscopie électronique et reflète une structure lacunaire, avec la présence d'espaces extra-cellulaires, délimités par le réseau de cellules gliales.

Les cellules gliales ne sont pas uniquement cantonnées au perineurium car elles servent de «matrice» pour les cellules nerveuses [COONS & col.: 1974].

Binnington présente cette structure comme étant similaire chez toutes les familles de tiques alors que Coons constate que les espaces vacuolaires chez les Ixodes sont remplacés par des dépôts de glycogène dans les cellules gliales du perineurium [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

### ***3. La zone corticale***

L'ultra-structure de cette zone permet de différencier trois types de neurones et notamment des neurones neuro-sécréteurs moteurs [COONS & col.: 1974 ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]. Le troisième type correspond aux globuli cells, cellules regroupées au niveau du ganglion pédal I, majoritaires au sein du ganglion olfactif [COONS & col.: 1974].

### ***4. Le neurophile***

Cette structure est formée par les fibres axonales et leurs trajets particuliers qu'elles réalisent pour transmettre les influx nerveux aux ganglions.

Le neurophile comporte des zones axonales et cellulaires denses formant des glomeruli.

Les glomeruli sont reliés par des commissures, groupes de fibres axonales transverses, à leurs homologues contralatéraux. Le neurophile comprend également des connectives, groupes de fibres axonales, qui relient des ganglions ipsilatéraux [SONENSHINE : 1991].

## **B. Le système nerveux périphérique**

Les nerfs périphériques sont formés uniquement d'axones entourés par des cellules gliales enveloppées par un fourreau de neurilemma.

Certains nerfs présentent une anastomose entre les cellules gliales et la neurilemma autour d'un groupe d'axones, on parle alors de mesaxon.

La description de ces nerfs périphériques est complexe du fait de la variation de la taille respective des structures nerveuses et des changements de noms suivant les publications.

Ces confusions possibles masquent les variations spécifiques.

Soukrey par exemple fait état d'un nerf crânial chez *Argas arboreus* [SOUKREY & SWEATMAN : 1983]: le nerf musculo-médial dont le rôle est remplacé pour Binnington et Obenchain par les ramifications des nerfs podaux : les nerfs hémaux [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].

Soukrey a extrêmement détaillé le trajet des nerfs chez un Argasidae : la variation principale avec les nerfs présentés ci-après concerne le nerf latéral présentant une organisation similaire au plexus nerveux latéral (pas de LSO chez les Argasidae) [SOUKREY & SWEATMAN : 1983].

### ***a. Les nerfs podaux***

Chaque nerf innerve les muscles de leur patte respective mais également les muscles dorso-ventraux situés à proximité. Des branches de ces nerfs innervent également les glandes salivaires, le sinus péri-ganglionnaire voire éventuellement les vaisseaux sanguins majeurs [SONENSHINE : 1991].

L'innervation des glandes salivaires, des sinus et des vaisseaux serait le fait d'un autre type de nerf : les nerfs hémaux [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982]. Cependant Sonenshine et Obenchain estiment que ces nerfs hémaux sont des ramifications dorsales des nerfs podaux [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a ; SONENSHINE : 1991].

De telles différences peuvent être expliquées par la variation inter-spécifique ou par la difficulté d'observation.

Ainsi, selon les espèces, l'innervation des glandes salivaires par les nerfs podaux serait le fait soit d'une branche de ces nerfs podaux, soit d'une branche d'un nerf hémal [BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SOUKREY & SWEATMAN : 1983 ; SONENSHINE : 1991].

### ***b. Les nerfs optiques, palpaux et chélicériens*** [SONENSHINE : 1991]

Ils innervent les organes qui leur ont donné leurs noms.

Outre les palpes, les nerfs palpaux innervent la partie antérieure des glandes salivaires.

### ***c. Les nerfs opisthosomaux*** [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a ; BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982 ; SONENSHINE : 1991]

Le nerf opisthosomal se subdivise en quatre nerfs qui innervent les organes génitaux, les

muscles dorso-ventraux, les muscles anaux et spiraculiens [SONENESHINE : 1991].

D'après Obenchain, ces nerfs prennent origine directement au stomodeal pons chez *A. radiatus* et *Amb. Tubercultum*. Ils innervent toutefois les mêmes muscles [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a].

Il s'agit d'après cette même étude :

- Des nerfs génitaux qui innervent l'appareil génital mais aussi les muscles dorso-ventraux localisés à proximité.
- Du nerf postéro latéro-myosomal qui innerve les muscles dorso-ventraux marginaux et les portions antérieures des muscles postéro-accessoires.
- Des nerfs ano-myosomaux qui innervent l'anus et les portions postérieures des muscles postéro-accessoires et des muscles postéro-médians.

#### ***d. Les nerfs para-spiraculiens (parspiracular nerves)***

Ils innervent les muscles autour des stigmates, notamment les muscles ventro-latéraux suspenseurs du péricarde [OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a ; SONENESHINE : 1991].

## **IX. LE SYSTEME MUSCULAIRE**

Les muscles associés à des organes ont été décrits précédemment. Ainsi, les muscles des chélicères l'ont été avec l'idiosome et les muscles viscéraux comme les muscles suspenseurs cardiaques l'ont été avec le système vasculaire.

Nous allons traiter ici des muscles du corps et des pattes

### **A. Les muscles du corps**

La principale différence anatomique entre les Argasidae et les Ixodes, en dehors de la dureté de leur cuticule, est la présence de l'endosternite qui empêche de se servir des descriptions des muscles des Argasidae pour extrapoler vers la musculature d'*Ixodes ricinus*.

L'endosternite est un endosquelette [OBENCHAIN & OLIVIER jr: 1976b ; SOUKREY & SWEATMAN : 1983]. De nombreux muscles viennent s'insérer sur cette pièce structurale. Sonenshine et Soukrey ont fait un excellent travail de description des différentes zones d'insertion des muscles chez les Argasidae malheureusement inutilisable sur les Ixodes [SONENESHINE:1970 ; SOUKREY & SWEATMAN : 1983].

Pour les muscles du corps des Ixodes, nous allons utiliser les rares descriptions trouvées dans la littérature notamment celle de Douglas sur *D andersoni* [DOUGLAS : 1943].

Les muscles du corps correspondent en fait à des muscles dorso-ventraux c'est-à-dire qu'ils ont pour origine une paroi du corps, soit ventrale, soit dorsale, et se fixent sur la paroi opposée.

Ces muscles sont pairs et chaque muscle décrit a son symétrique en son muscle epsilatéral.

On en distingue trois groupes : les muscles marginaux, les muscles génitaux et les muscles postérieurs dorso-ventraux du corps. Ils sont représentés sur la figure 49.

#### **a. Les muscles marginaux** [DOUGLAS : 1943]

Ils sont pairs et chaque groupe comprend un muscle et son muscle epsilatéral.

Ils s'insèrent sur les marges latérales des cavités coxales et forment donc quatre groupes. Chez *Ixodes ricinus* les muscles marginaux ont la même disposition [SONENSHINE : 1991].

De cette insertion, ils ont une direction oblique pour atteindre leur origine située sur la cuticule dorsale.

- Le groupe de muscles situés sur la coxa I, chez *D.andersoni*, a pour origine le sillon cervical
- Les trois autres groupes ont une origine moins visible extérieurement : chacun des groupes prend pour origine un point de la cuticule et se termine sur sa coxa respective comme l'indique le schéma 49.

Pour Douglas, ces muscles permettent de contrôler la pression hydrostatique de l'hémolymphe, la défécation ou aide à la ventilation trachéale.

#### **b. Les muscles génitaux** [DOUGLAS : 1943]

Ils s'insèrent sur le sillon génital et se divisent en deux groupes.

- les muscles antérieurs génitaux s'insèrent latéralement à l'ouverture génitale. Les muscles antérieurs passent obliquement à travers les viscères selon une direction dorso-postéro-latérale et rejoignent leur origine qui est une zone légèrement postérieure aux branches des sillons cervicaux.
- les muscles génitaux postérieurs s'insèrent postérieurement à l'ouverture génitale ou latéralement au réceptacle séminal et à la partie cervicale du vagin. Cette structure est absente chez *Ixodes ricinus*.

Les muscles postérieurs ont la même direction que les muscles antérieurs et rejoignent leur origine sur la cuticule latéralement à la glande foveale, une glande absente chez *Ixodes ricinus* [SONENSHINE & col.: 1977 : SONENSHINE : 2004].

Chez les femelles la première fonction de ces deux groupes musculaires semble être l'oviposition, mais ils peuvent avoir des rôles annexes similaires à ceux des muscles marginaux.

#### **c. Les muscles postérieurs dorsaux- ventraux du corps**

S'insérant latéralement à l'anus, ils se divisent en deux groupes :

### **1. Les muscles postéro-accessoires**

Ce groupe musculaire s'insère en avant de l'anus et suit une direction dorso-latérale pour se terminer au niveau d'une zone postéro-médiale à la zone de terminaison de la dernière paire des muscles marginaux.

### **2. Les muscles postéro-médiaux**

Ils sont originaires de la zone médiale entre les origines respectives des deux muscles epsilatéraux du groupe précédent. Ils ont une direction ventro-crâniale pour s'insérer latéralement à l'anus

Ces deux groupes de muscles ont un rôle dans l'excrétion et servent au contrôle de la pression hydraulique.

## **B. Les muscles des pattes**

Selon Douglas et Sonenshine, chaque segment formant la patte : (coxa, trochanter, fémur, genu, tibia et tarse), possède un muscle extenseur et un muscle fléchisseur.

La coxa solidement associée au corps, présente une disposition particulière du fléchisseur et de l'extenseur permettant d'assurer la rotation du trochanter. Les articulations des autres segments se font dans un seul plan. Les muscles tarsaux sont attachés à un tendon qui s'insère sur l'articulation basale du pulvillus [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1991].

- Chaque segment possède ainsi un muscle fléchisseur épais dont l'origine est la face dorsale d'un segment  $n$  précédent une articulation  $n$ . La terminaison s'effectue sur la membrane articulaire  $n$  et sur la face palmaire du segment  $n+1$ .
- Le muscle extenseur associé long et étroit, a une origine similaire au muscle fléchisseur mais se termine plus loin sur le segment  $n+1$ , au bord de l'articulation  $n+1$ . La majorité des muscles s'insèrent sur la face palmaire de chaque segment. Les fléchisseurs et extenseurs issus du corps passent dans la coxa et s'insèrent sur l'extrémité proximale du trochanter.

Soukrey pour illustrer son étude sur les Argasidae a réalisé un schéma, simplifié par Sonenshine et correspondant à la figure 50 [SOUKREY & SWEATMAN : 1983 ; SONENSHINE : 1991].

Pour son étude il a codé chaque muscle en chiffre et lettre : type de muscle, origine, terminaison.

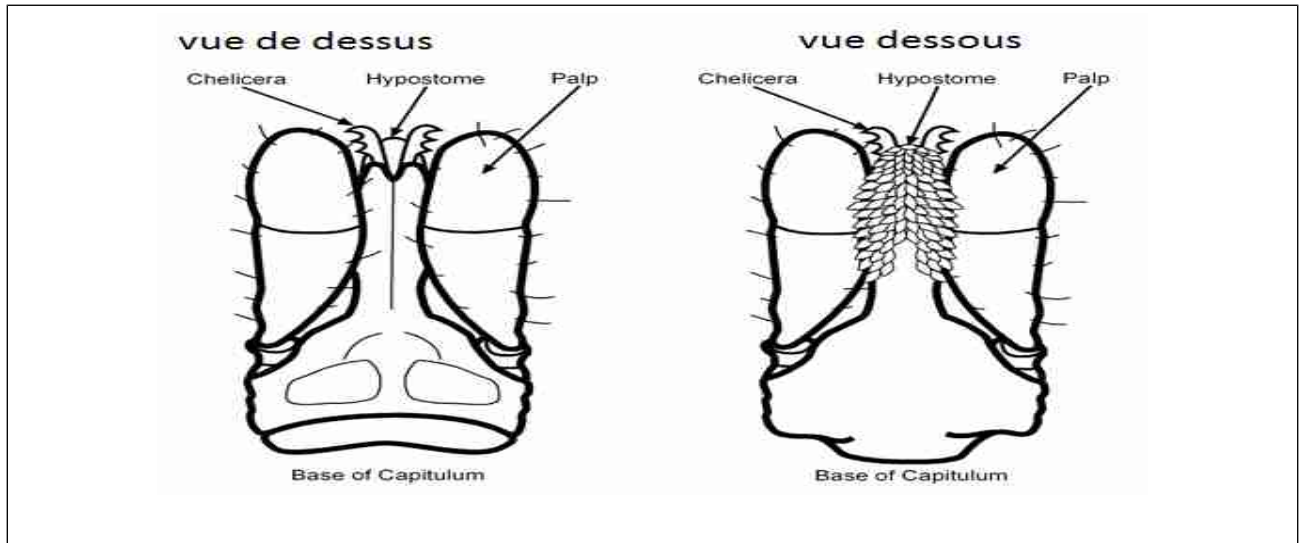
La structure plus molle de la cuticule des Argasidae nécessite plus de muscles afin de rigidifier l'ensemble, et comporte donc un grand ensemble de muscles. Soukrey a gardé toute cette indexation pour l'ensemble des muscles du corps d'*A. arboreus*.

Il s'oppose à la vision commune de Sonenshine et Douglas, en notant qu'il n'y pas de muscle extenseur pour certains segments comme le genu, le tibia et le tarse, et que certains muscles sont capables de fléchir deux segments consécutifs ce qui me semble peu cohérent.

En effet l'un des muscles qu'il souligne comme ayant cette double flexion est nommé par lui-même : le muscle composé fléchisseur du trochanter et extenseur du fémur, ce qui correspond

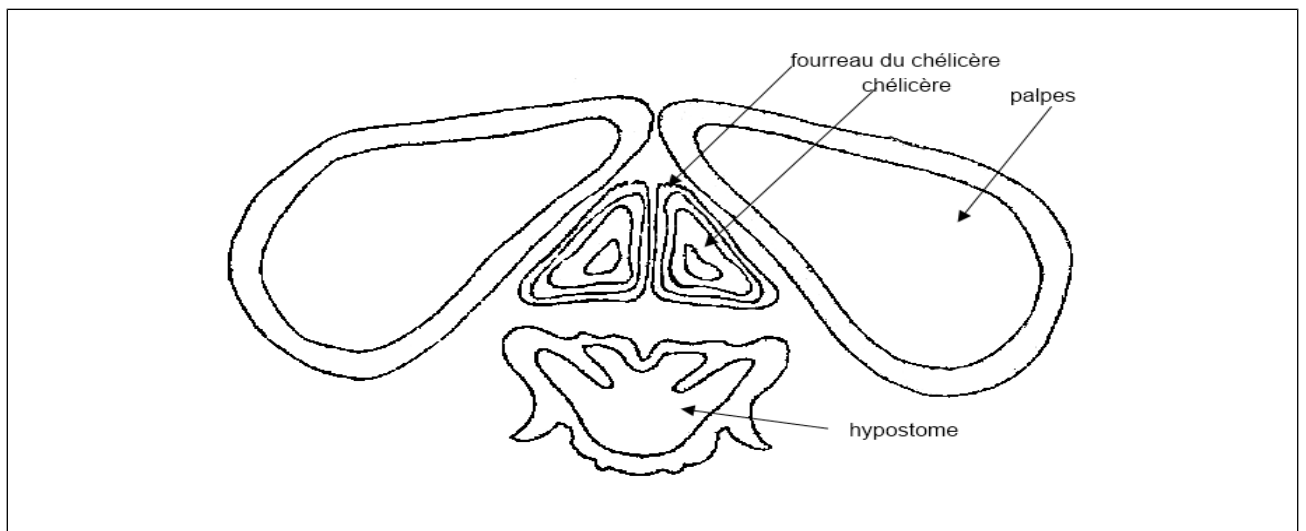


à une flexion et une extension par un même muscle et non à deux flexions.  
Il compte chez *Argas arboreus* 14 muscles.



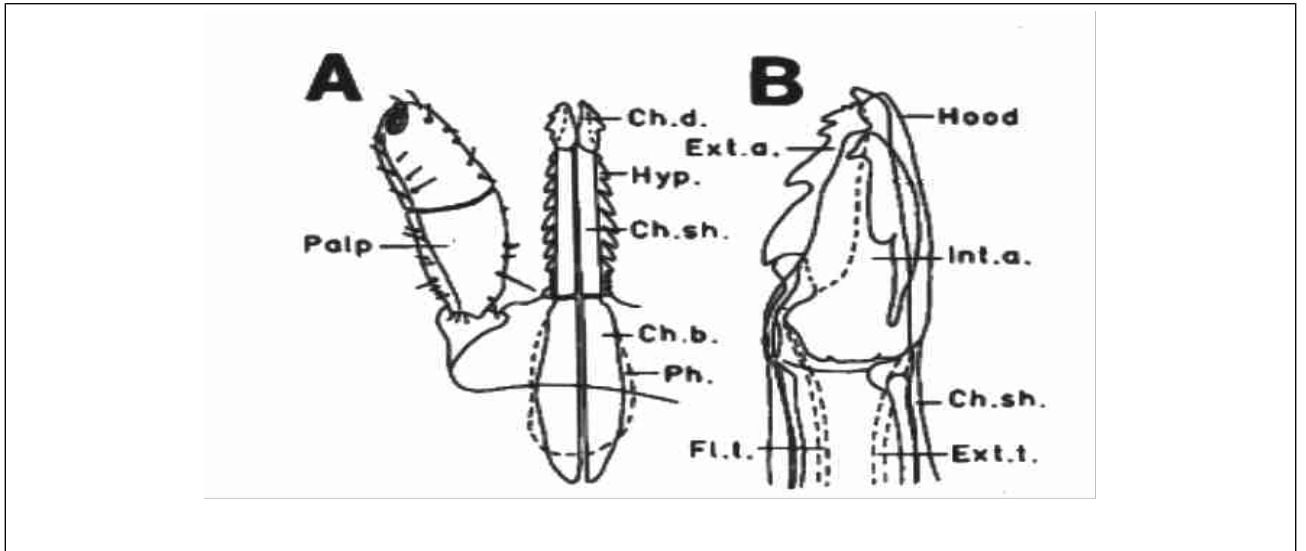
**Figure 1: Schéma généraliste du gnathosome des tiques dures : basé sur la famille des Ixodidae.**

[D'après PEREZ-EID : 2009]



**Figure 2 : Topographie des pièces buccales d'*Ixodes ricinus* en coupe transversale**

[D'après SAMSON : 1909]

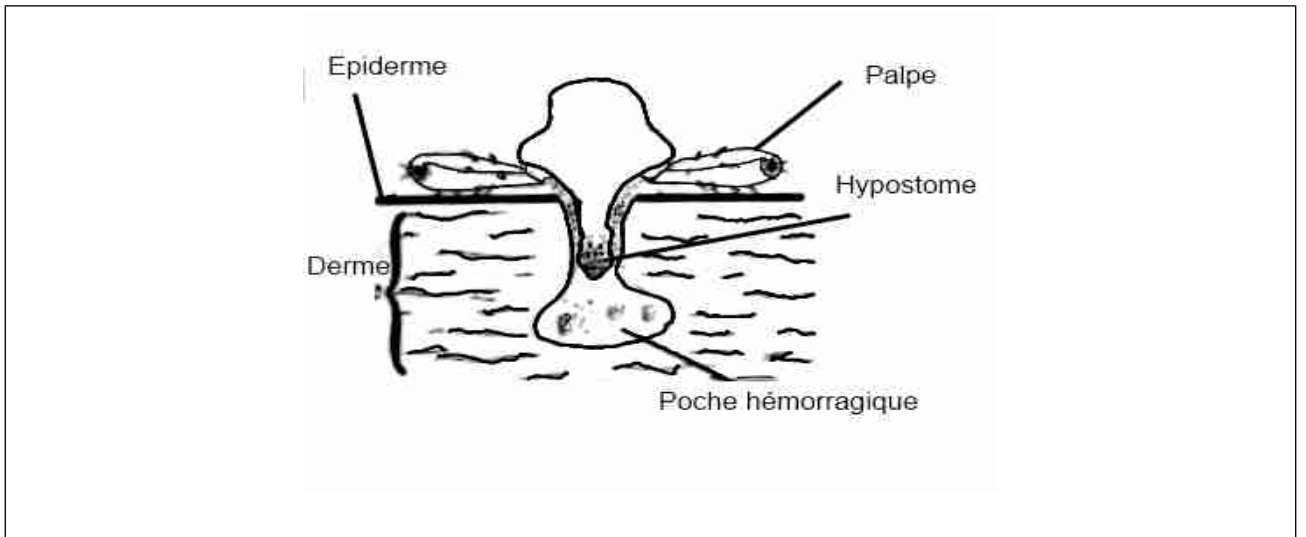


**Figure 3 : Structure des chélicères.**

**A** : localisation des chélicères en relation avec les autres pièces buccales. **B** : détail des doigts des chélicères.

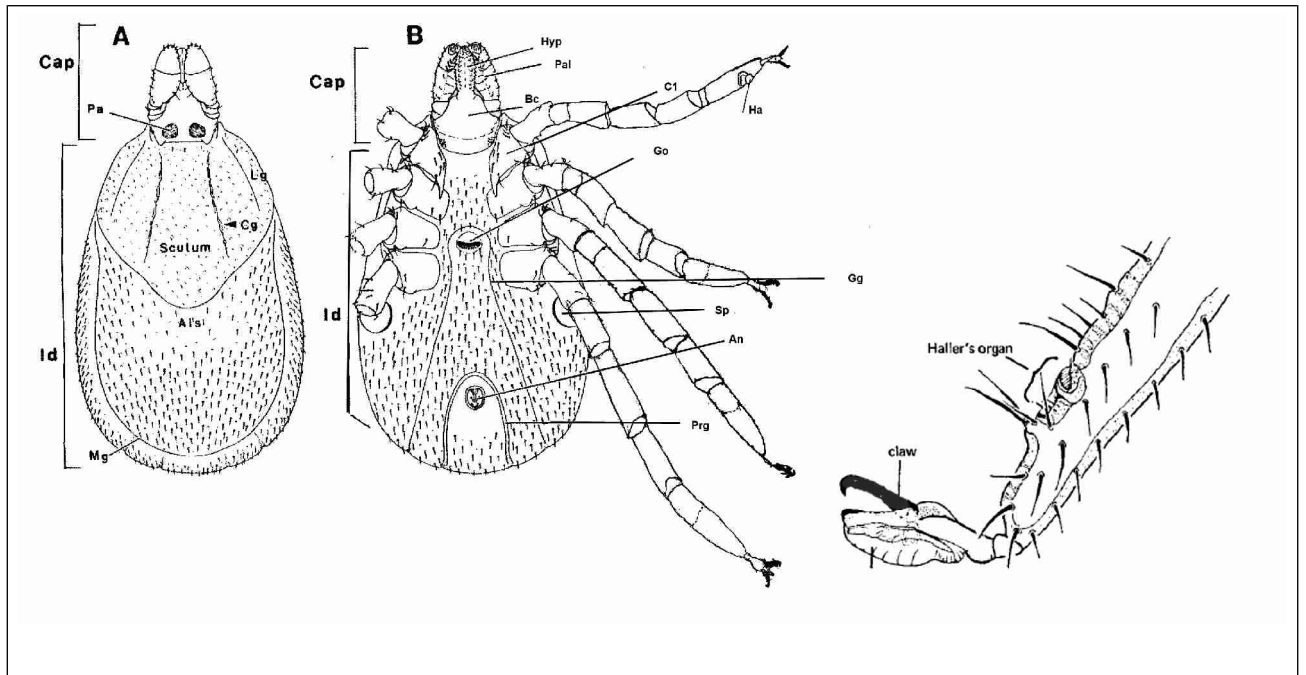
Ch.b. : base bulbaire d'un chélicère ; Ch.d. : doigt d'un chélicère ; Ch. Sh. : fourreau d'un chélicère ; Ext. A. : article externe ; Ext. T. : tendon extenseur ; Fl. T. : tendon fléchisseur ; Hyp. : hypostome ; Hood : capuche ; Int.a. : article interne ; Palp. : palpe ; Ph. : pharynx.

[d'après DOUGLAS : 1943]



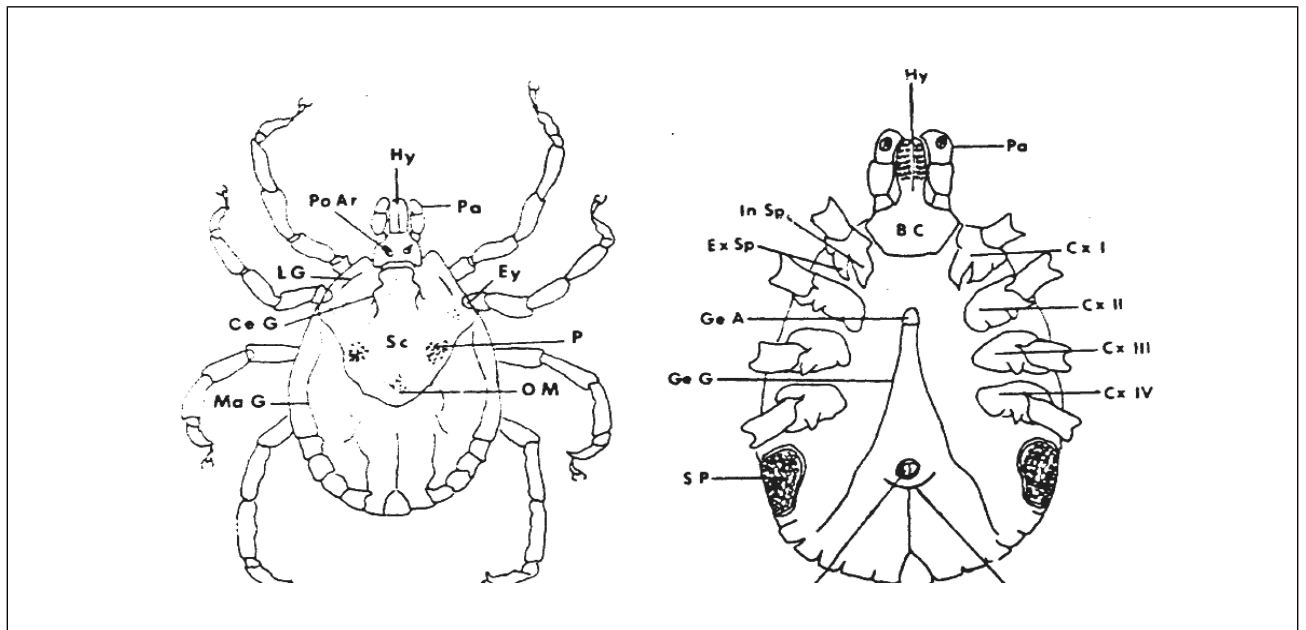
**Figure 4 : Attachement de la tique**

[D'après PEREZ-EID : 2009]



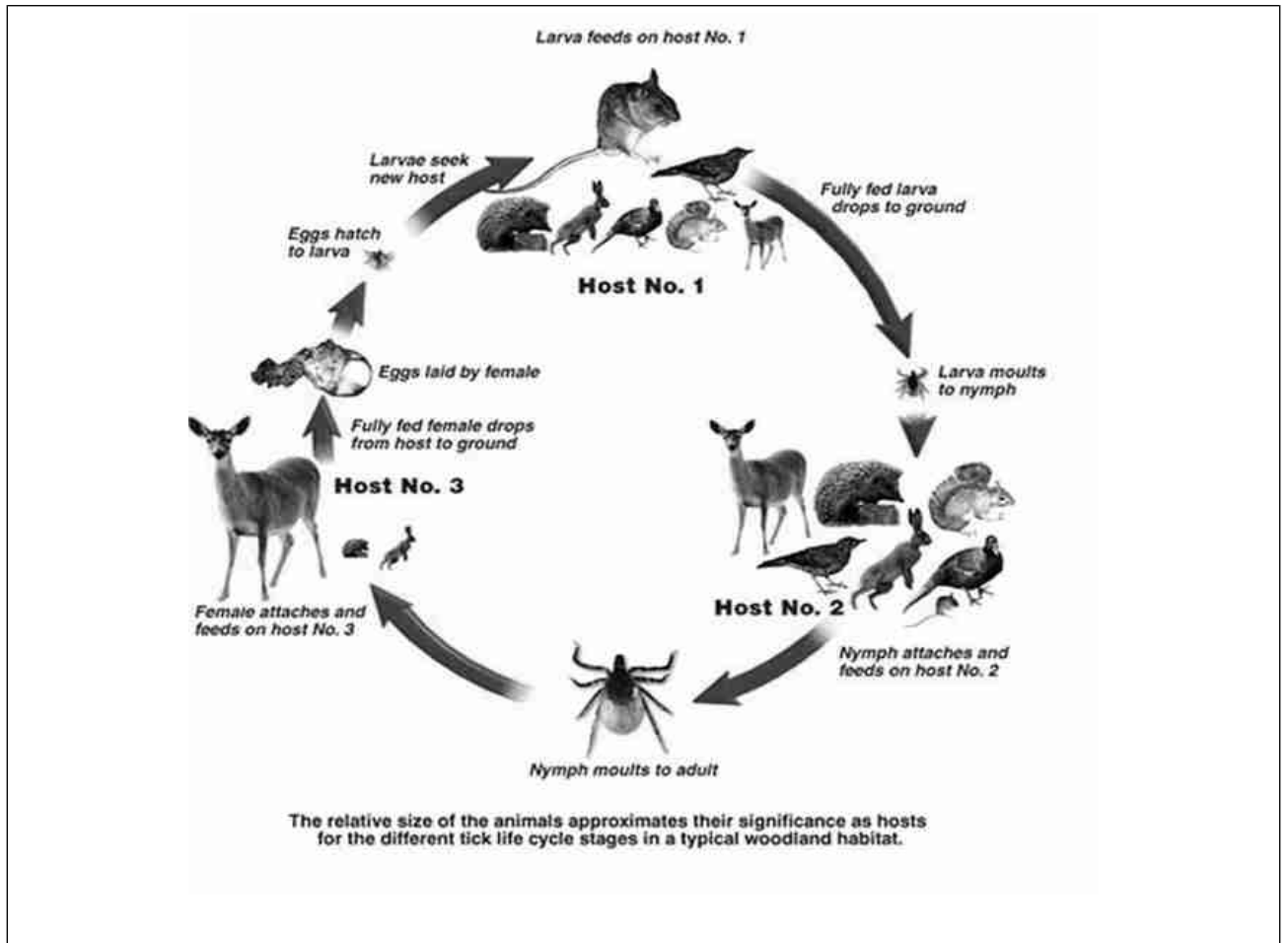
**Figure 5 : Topographie des différents éléments structuraux chez une femelle Ixodidae . A : face dorsale. B : face ventrale**

A : anus ; Als : alloscutum ; Bc : basis capituli ; Cap : capitulum ; Cg : sillon cervical ; C1 : coxa 1 ; Gg : sillon génital ; Id : idiosome ; Lg : sillon latéral ; Mg : sillon marginal ; Pa : aire poreuse ; Prg : sillon péri-anal ; Sp : spiracle. [D'après KRANTZ : 2009 ; SONENSHINE : 1991]



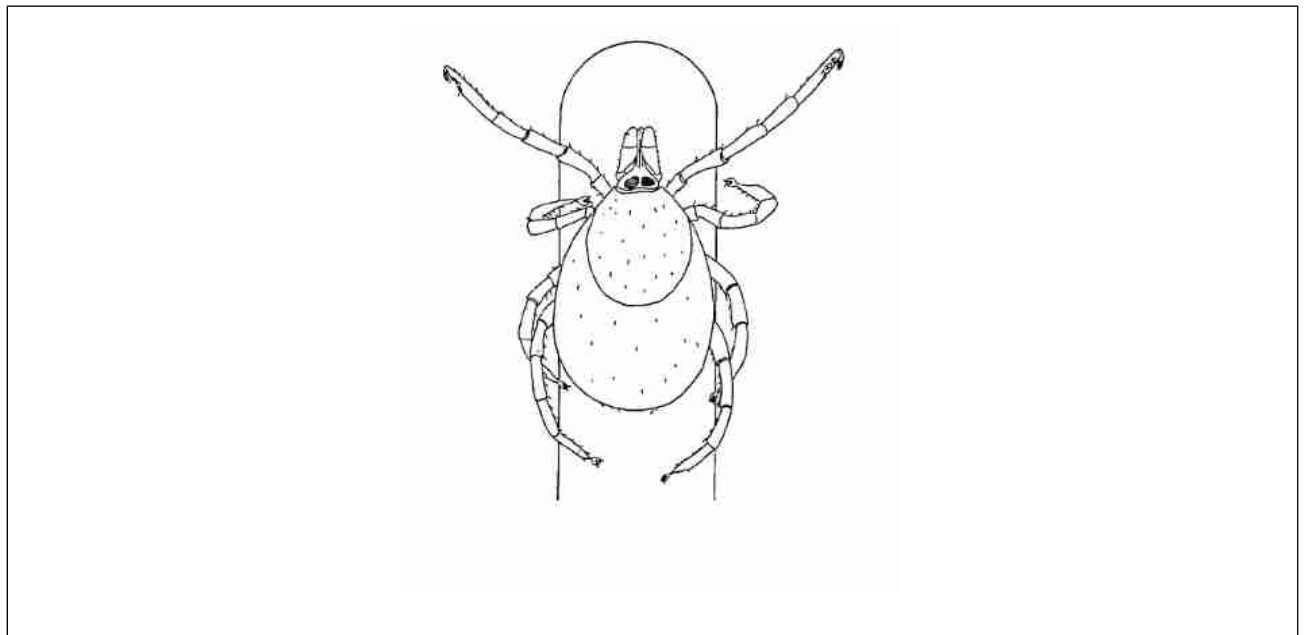
**Figure 6 : Anatomie externe d'une femelle adulte Ixodidae hypothétique avec les caractères morphologiques utilisés dans les clés de détermination. A : vue dorsale .B : vue ventrale.**

Ey : yeux ; P : ponctuation ; OM : ornements ; Ma g : sillon marginal ; CE G : sillon cervical ; LG : sillon latéral ; Sc : scutum ; Po Ar : porose area ; Hy : hypostome ; Pa : palp  
Bc : basis capituli ; Cx I : coxa I ; Cx II : coxa II ; Cx III : coxa III ; CX IV : coxa IV ; an G : sillon anal ; An : anus ; SP : plaque stigmatique ; GE G : sillon génital ; Ge A : ouverture génitale ; Ex Sp : épine externe ; In Sp : épine interne [D'après Krantz : 2009]

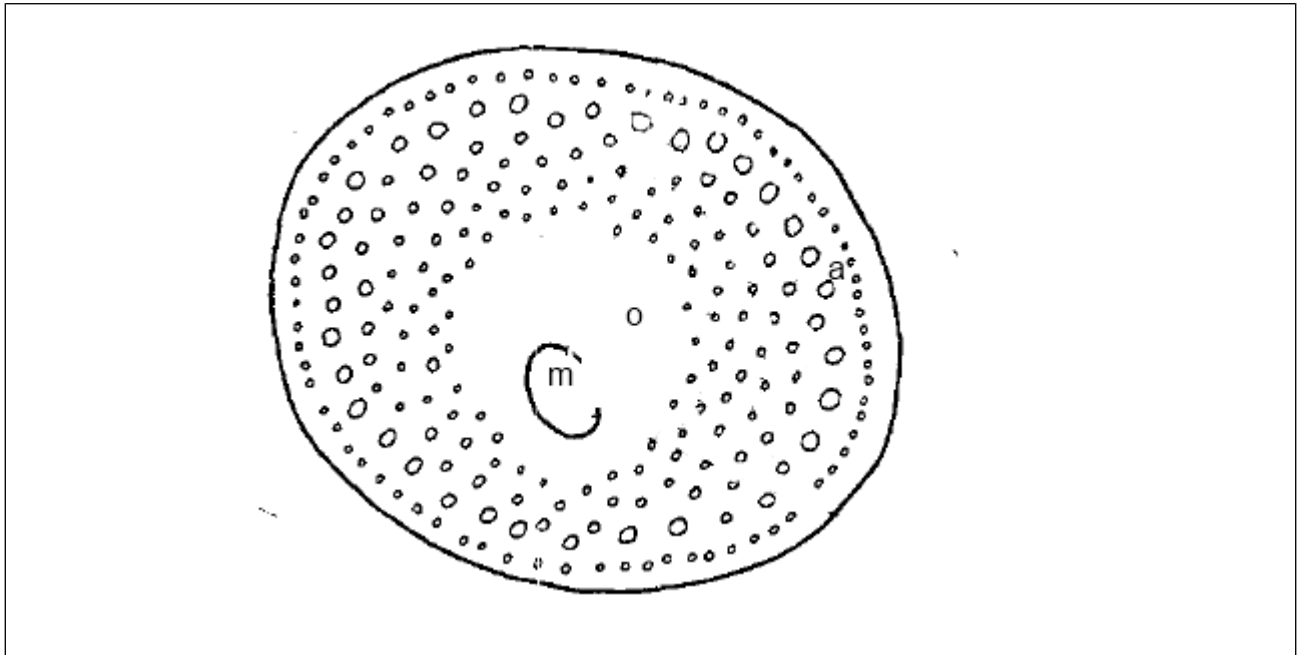


**Figure 7 : Schéma récapitulatif du cycle d'*I. Ricinus***

[D'après le site de European concerted action on lyme borreliosis]

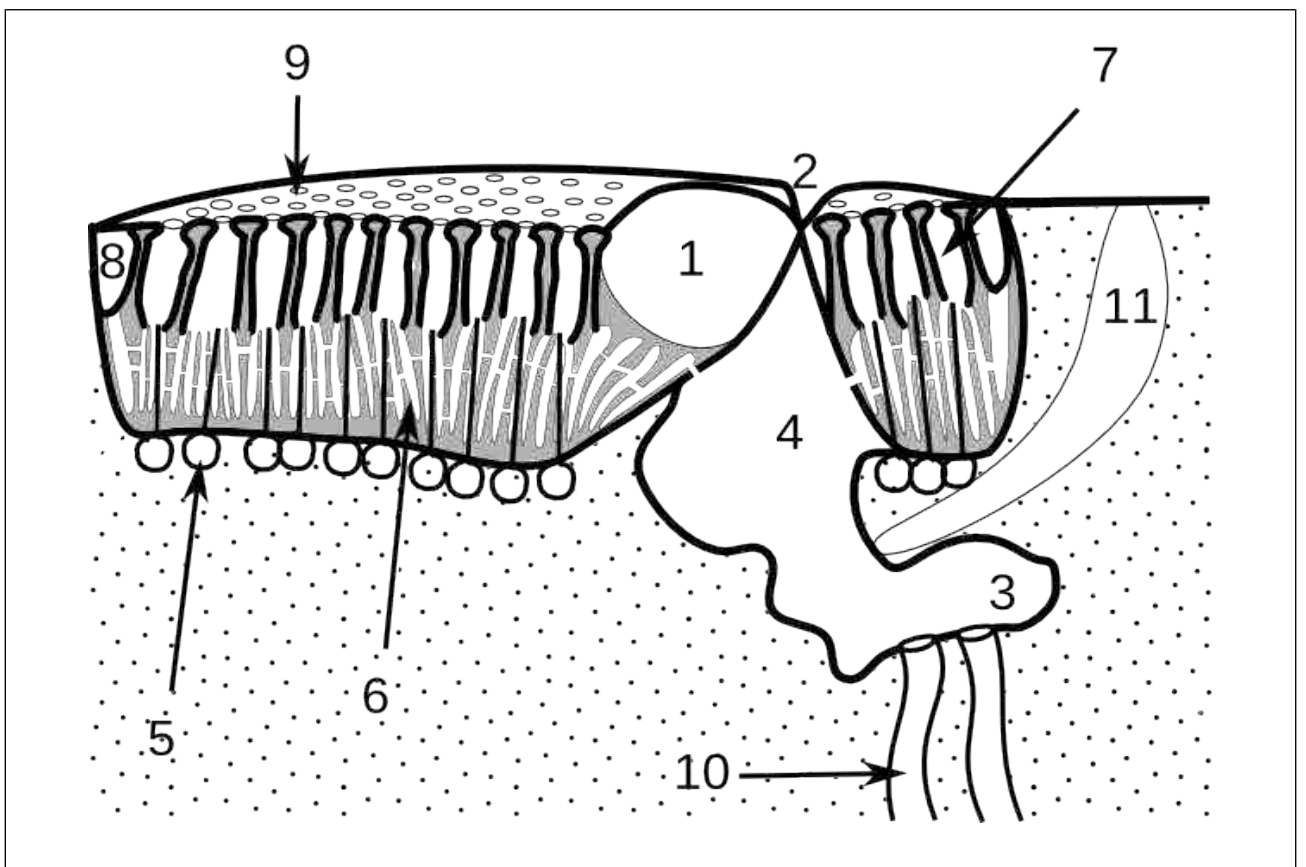


**Figure 8 : Position d'une femelle *I. ricinus* lors de l'affût. Les pattes I se replient sur la tige en l'absence de stimuli [D'après LEE : 1947]**



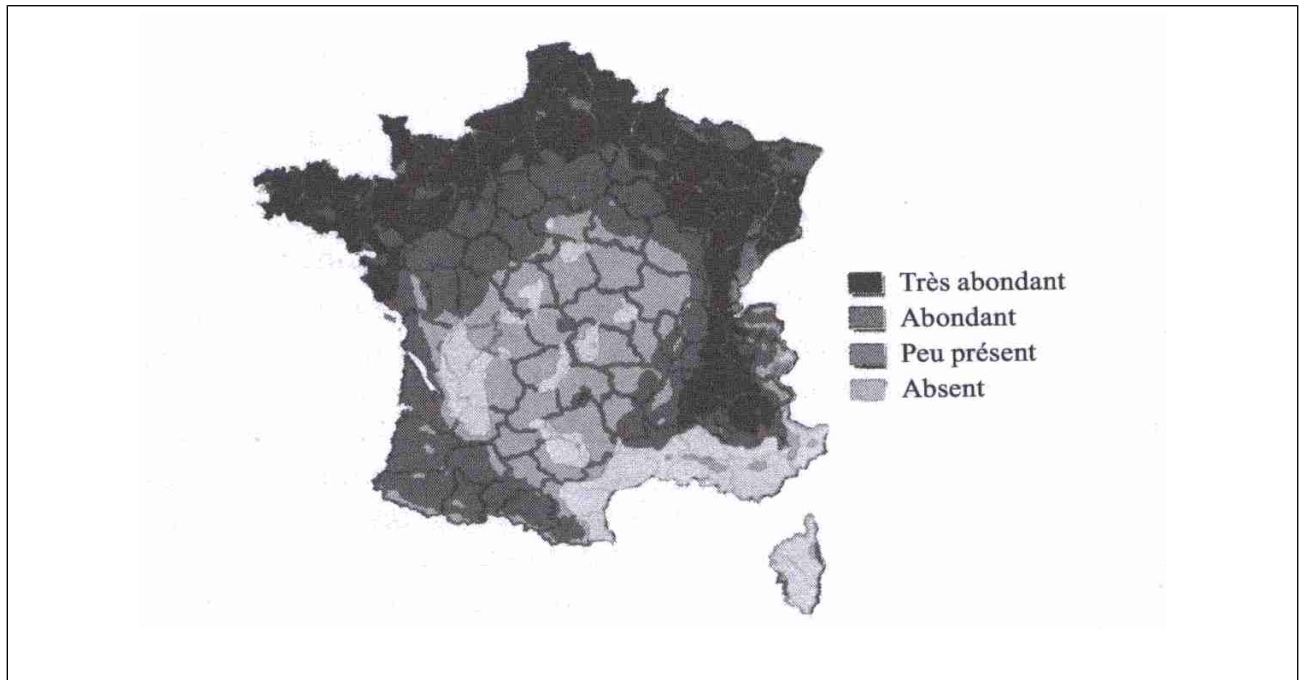
**Figure 9: schéma d'une plaque stigmatique d'*I. Ricinus* .**

M : macula ; O : ostium ; a : aérophytes [D'après PUGH & col. : 1988]:

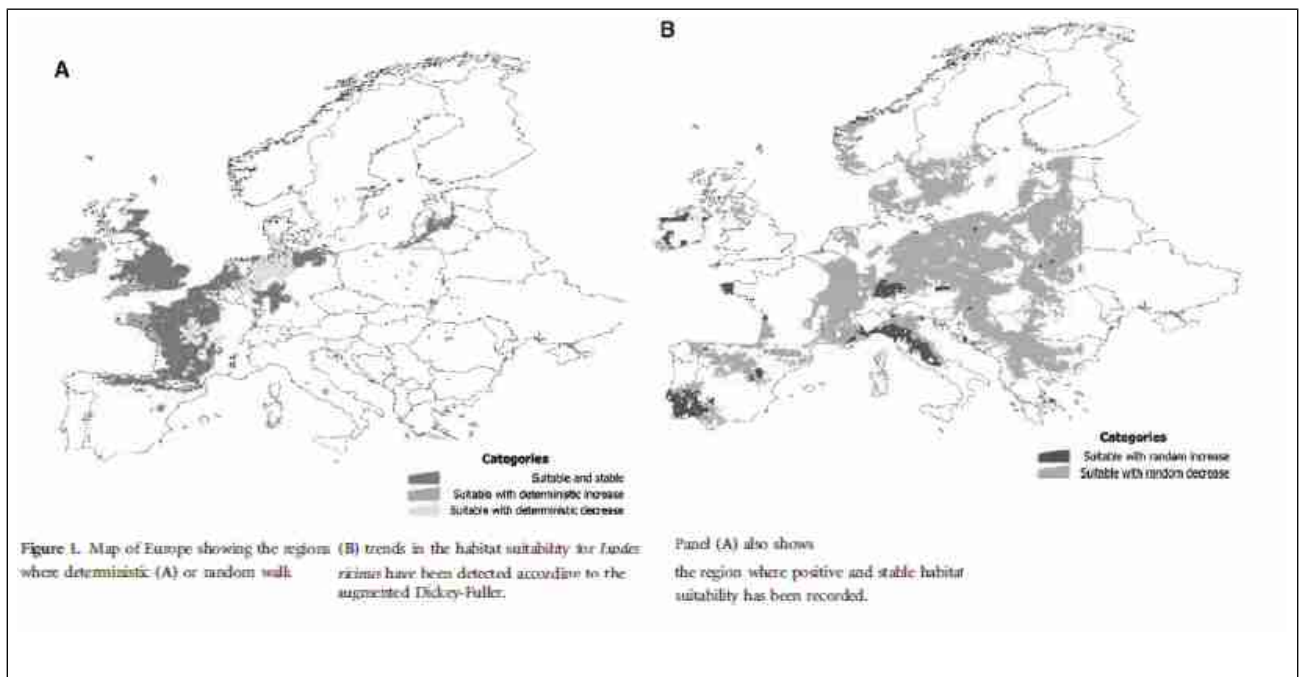


**Figure 10 : Schéma d'un stigmatum d'*Ixodes ricinus***

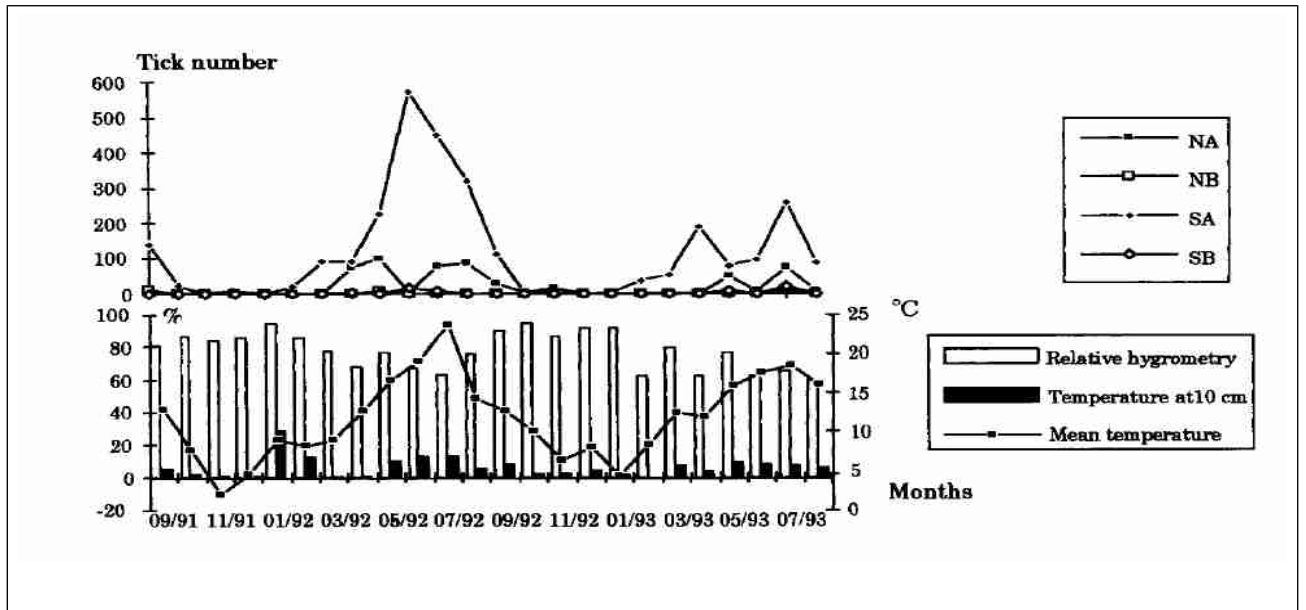
1 : macula ; 2 : ostium ; 3 : atrium trachéal ; 4 : espace sous-ostial ; 5 : glande sécrétrice avec son canal glandulaire ; 6 : chambres secondaires ; 7 : chambre primaire ; 8 : chambre périphérique ; 9 : aérophyte ; 10 : trachée ; 11 : muscle mobilisant la valve atriale ; [D'après PUGH & col.: 1988]



**Figure 11 : Répartition en France de la population d'*I.ricinus* en 1998.**  
 [D'après ESTRADA-PENA & BOURDEAU : 1998]

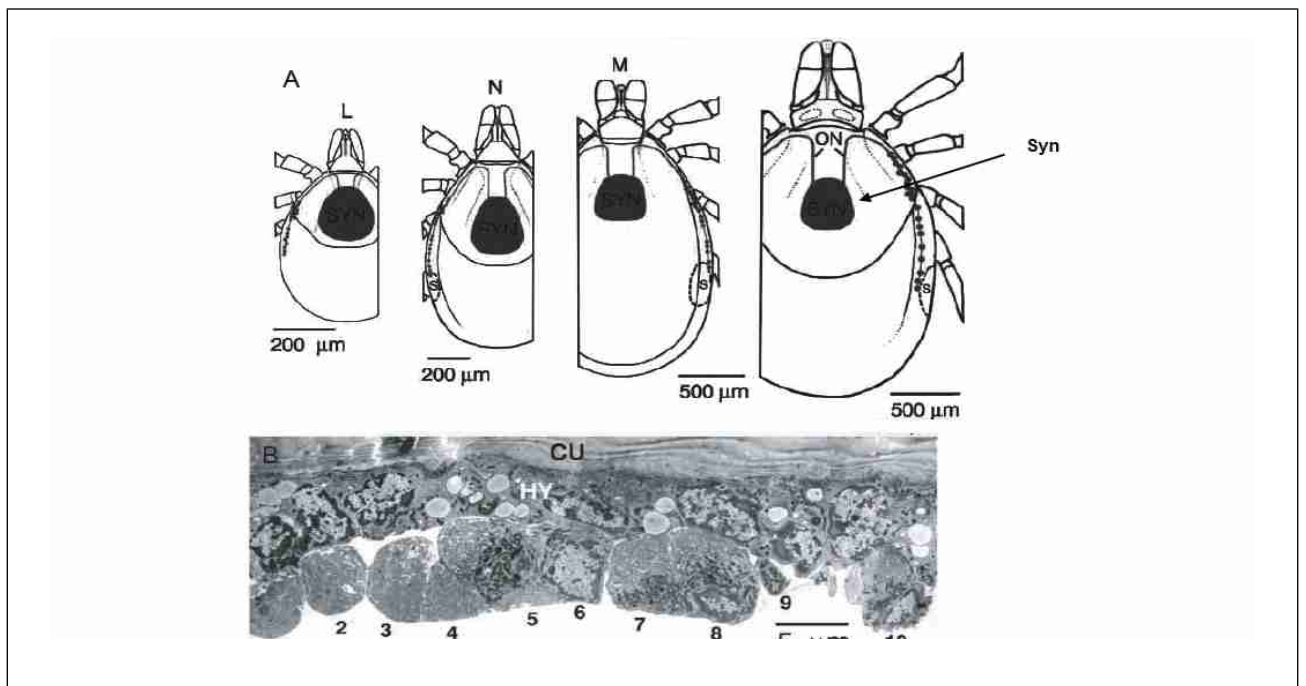


**Figure 12 : Evolution de la population d'*I.ricinus* au cours du XXe siècle.**  
 [D'après ESTRADA-PENA : 2006]



**Figure 13 : Evolution en Sarthe de la population d'*I.ricinus* en fonction de l'hygrométrie et de la température sur 2 ans.**

[D'après L'HOSTIS & Col. : 1995]



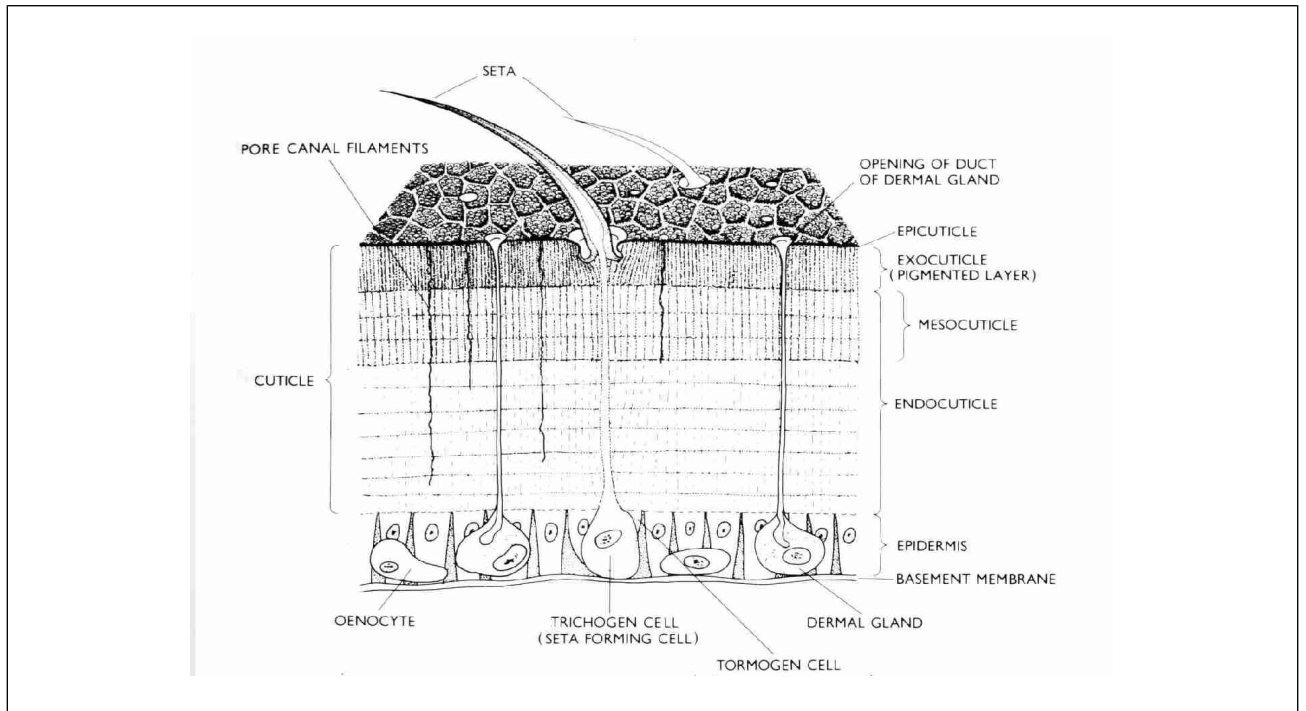
**Figure 14: Représentation de la position des photorécepteurs et de leur histologie chez les différents stades d'*Ixodes ricinus***

**A.** Topographie des photorécepteurs suite à une observation optique et électronique sur les larves (L), nymphes (N), mâles (M) et femelles (F) d'*I. Ricinus*. **B.** Image électronique des photorécepteurs (1-10) localisés sous l'ensemble cuticule (CU)-Hypoderme (HY).

On observe 20-21 photorécepteurs placés dorso-latéralement après la coxa II. les axons issus de ces photorécepteurs forment les nerfs optiques (ON) qui se dirigent antéro-latéralement pour atteindre le synganglion (Syn) rostralement (s : spiracle).

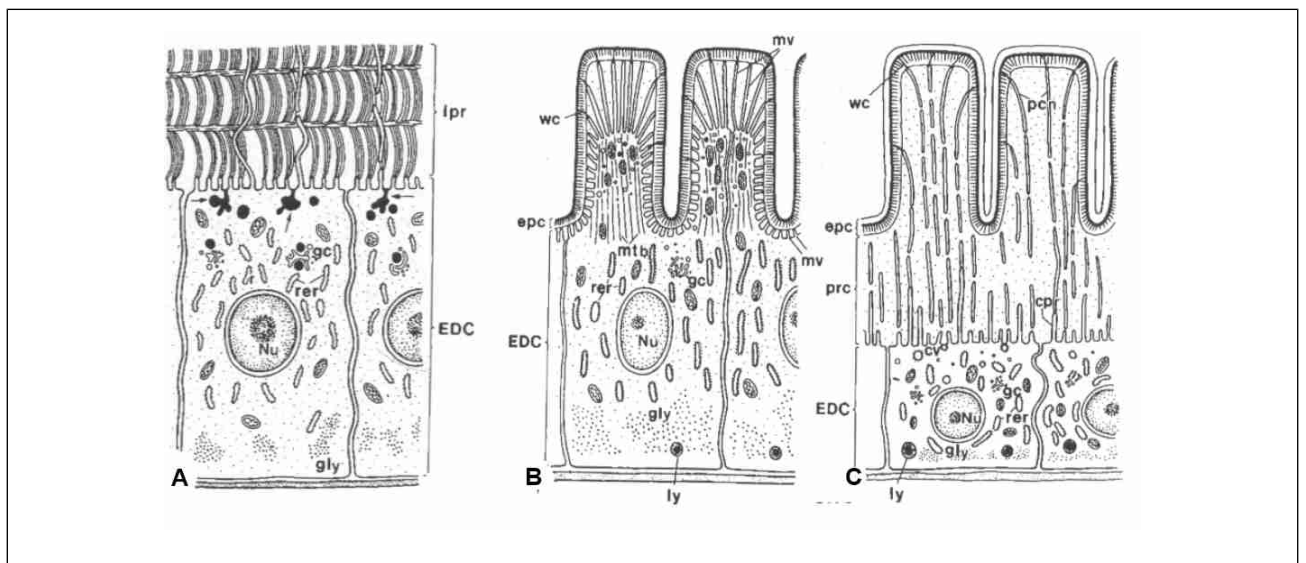
[D'après : PERRET & col. : 2003]





**Figure15 : Représentation de la cuticule et de ses différentes couches.**

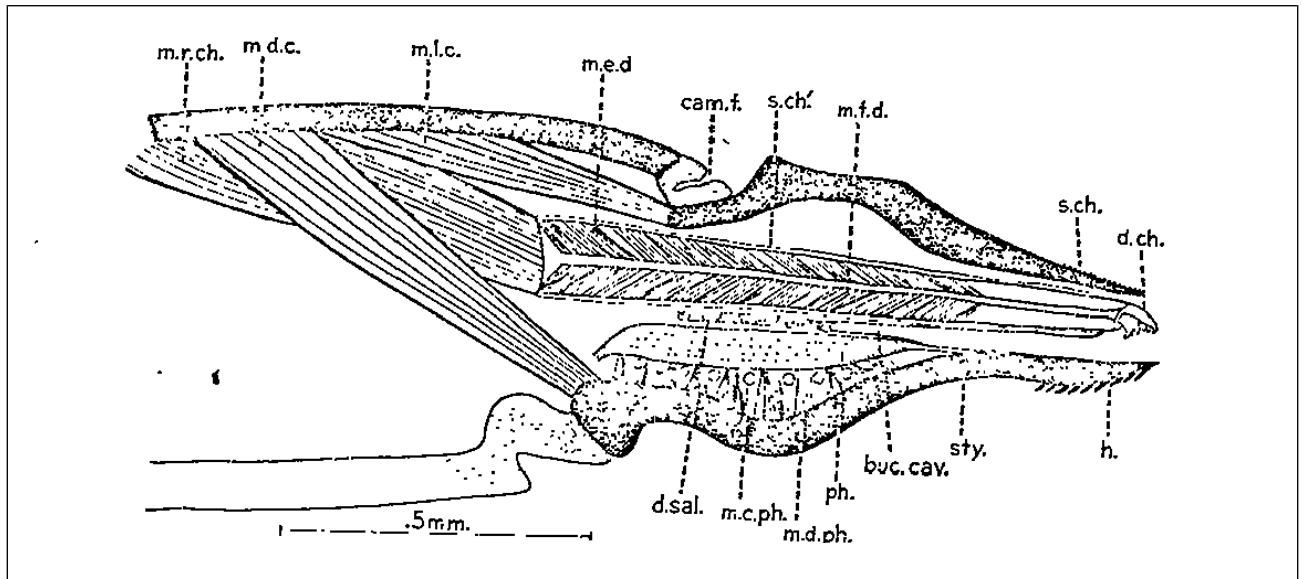
[D'après HACKMAN & FILSHIE : 1982]



**Figure16 : Dessins illustrant l'ultra-structure des cellules épidermiques lors de quelques étapes de formation de la cuticule chez les tiques Ixodidae au cours de la mue.**

**A** : juste avant l'apolyse : formation de vésicule contenant le fluide exuvial (flèche noire). **B** : stade avancé de la formation de la nouvelle cuticule : mise en place de l'épicuticule et développement des sillons cuticulaires. **C** : la nouvelle cuticule est quasiment achevée avec dépôt de la procuticule et de la couche de wax.

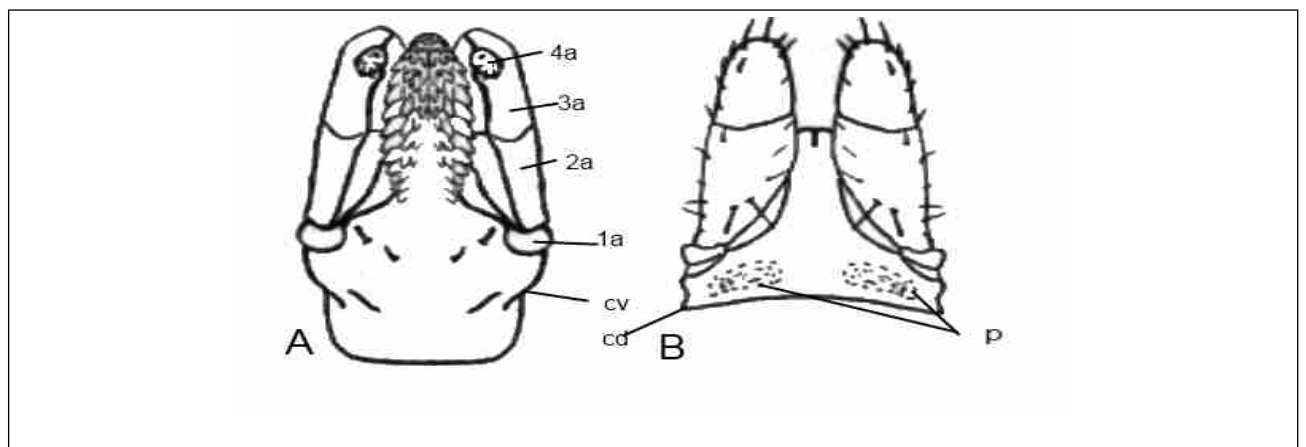
bl : lame basale ; cpr : projections cytoplasmiques ; EDC : cellules épidermique ; epc : épicuticule ; gc : système de golgfi ; gly : glycogène ; lpr : procuticule ; lsv : vésicule lysosomal ; ly : sorte de lysosome ; mv : microvillosités ; mtb : microtubules ; nu : noyau ; pcn : pore ; prc : procuticule ; rere : reticulum endoplasmique ; wc : wax canal. - [D'après SONENSHINE : 1991]



**Figure 17: Topographie du pharynx et des muscles éleveurs et abaisseurs de la basis capituli.**

buc. cav : cavité buccale ; cam. f : sillon du camérostome ; d. ch : doigts des chélicères ; d. sal : canal salivaire. h. : hypostome ; m. c. ph : muscles constricteurs du pharynx ; m.d.c : muscle abaisseur du capitulum ; m.d.ph : muscles dilatateurs du pharynx ; m.e.d : muscles extenseurs du doigt ; m.f.d : muscle fléchisseur du doigt ; m.l.c : muscle éleveur du capitulum ; m.r.ch. : muscles rétracteurs des chélicères ; ph : pharynx ; s. ch : fourreau externes des chélicères ; s. ch. : fourreau interne des chélicères ; st : stylet oral.

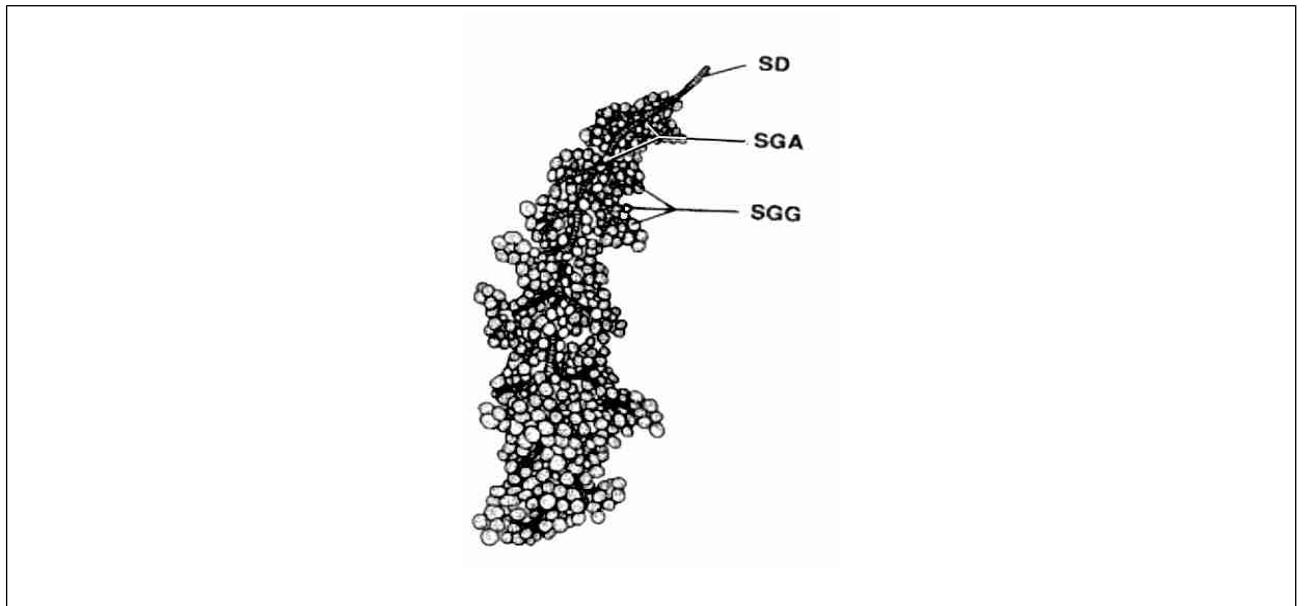
[D'après DOUGLAS : 1943]



**Figure 18 : Morphologie de la basis capituli d'une femelle d'*L. ricinus***

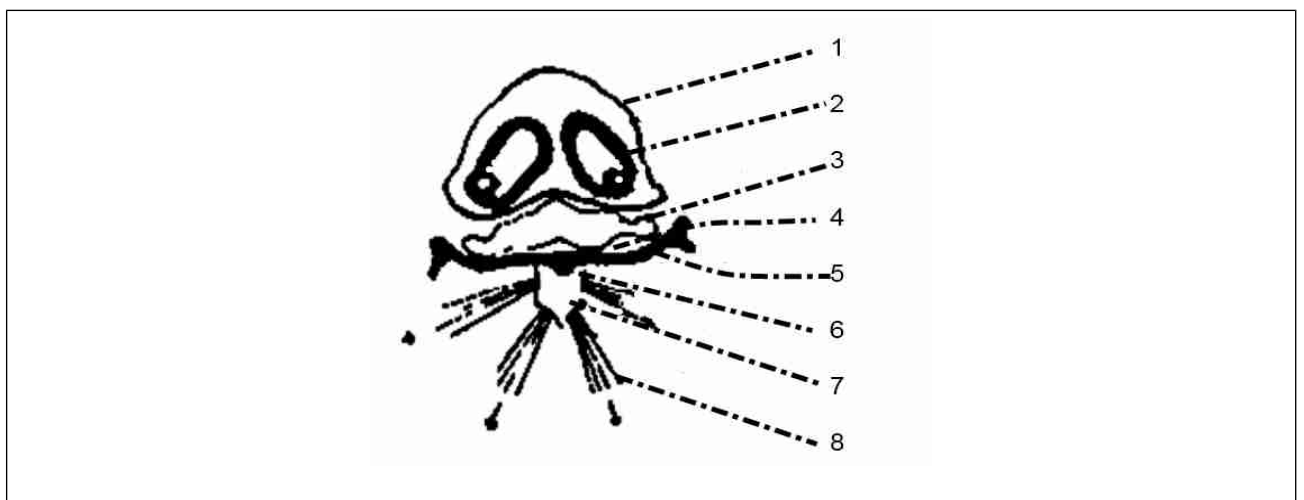
1a : premier article du palpe ; 2a : deuxième article du palpe ; 3a : troisième article du palpe ; 4a : dernier article du palpe ; cv : corne basi-ventrale ; cd : corne basi-dorsale

[D'après : PEREZ-EID : 2009]



**Figure 19 : Topographie des glandes salivaires.**

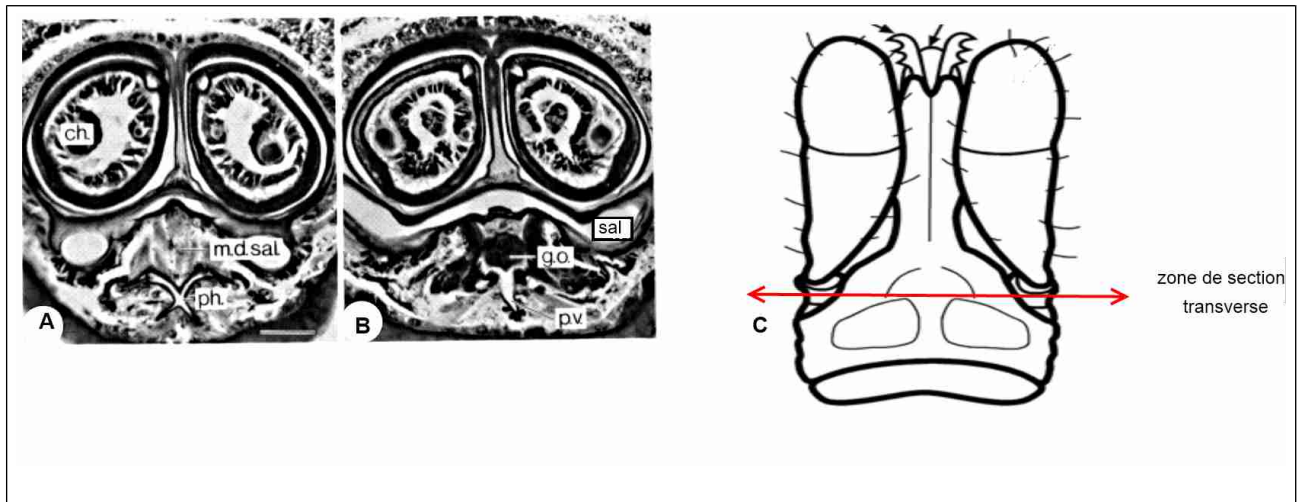
Sd:canl salivaire principal ; SGA : acini de type I ; SGG : acini granulaire : (acini de type II et III)  
*D'après [SONENSHINE : 1991]*



**Figure 20 : Schéma de la topographie d'une section transverse du capitulum au niveau de la valve pharyngienne d'une femelle d'*I. ricinus*.**

1: fourreau des chélicères ; 2 : chélicères ; 3 : salivarium ; 4 : muscle dilateur du salivarium ; 5 : plaque sous chélicérale ; 6 : «dent» de la valve pharyngienne ; 7 : pharynx ; 8 : muscle dilateur du pharynx.

*[D'après ARTHUR : 1946]*

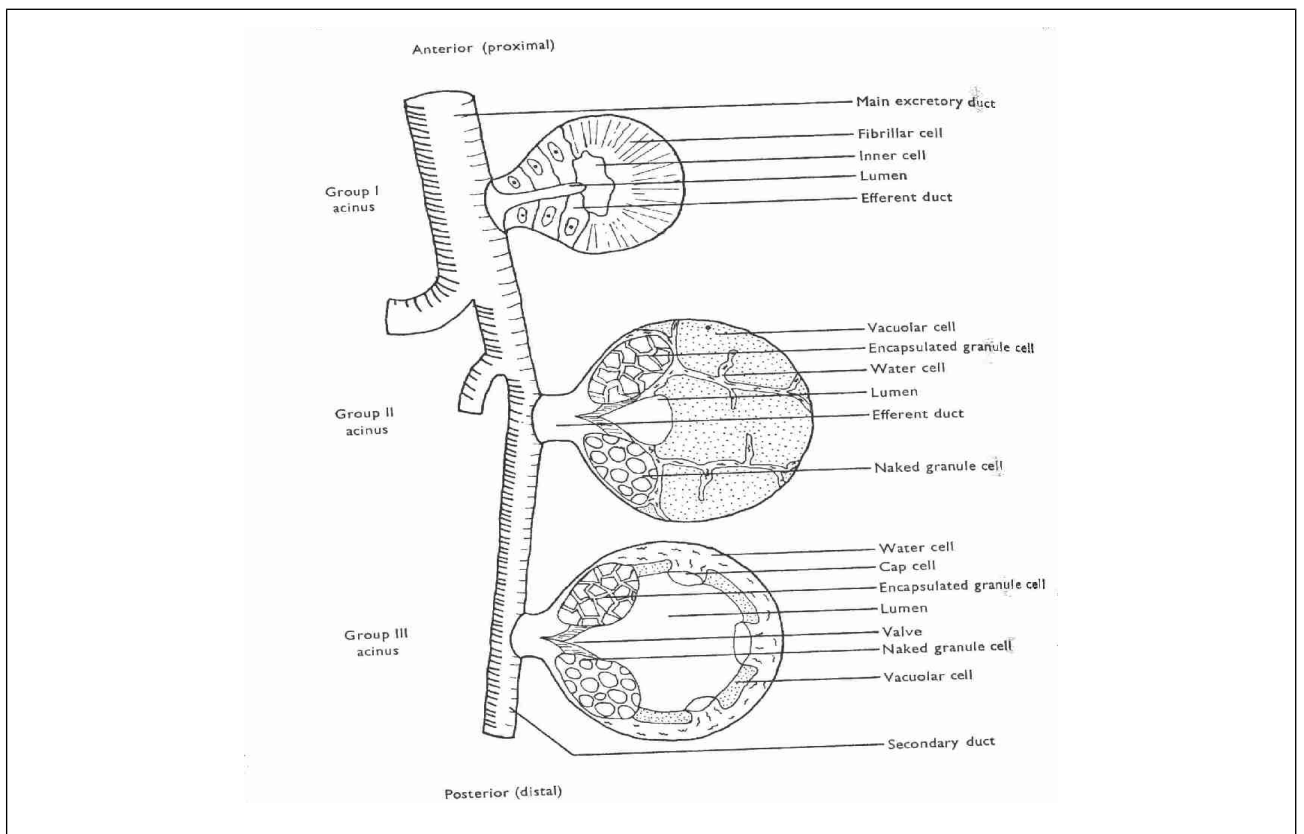


**Figure 21: Photo d'une section transverse du capitulum d'un mâle d'*I.holocyclus* en microscopie optique.**

A : représentation des muscles dilatateurs du salivarium attachés au plafond de la valve pharyngienne. B : représentation de la dent de la valve pharyngienne. C : localisation des sections A et B

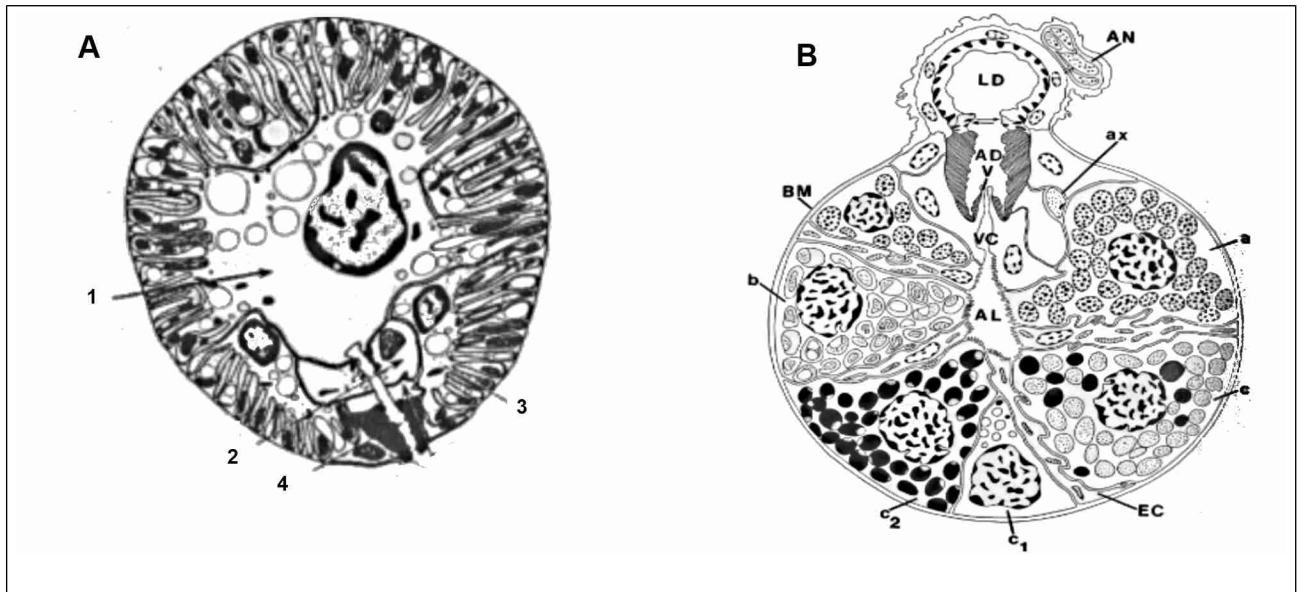
ch : chélicère ; go : dent ; m.d.sal : muscles dilatateurs du salivarium ; ph : pharynx ; pv : valve pharyngienne ; sal : salivarium

[D'après: KEMP & col.: 1982]



**Figure 22 : Illustration des relations entre les différents types d'acini et leur histologie vue en microscopie optique.**

[D'après MEREDITH & KAUFMAN : 1973]



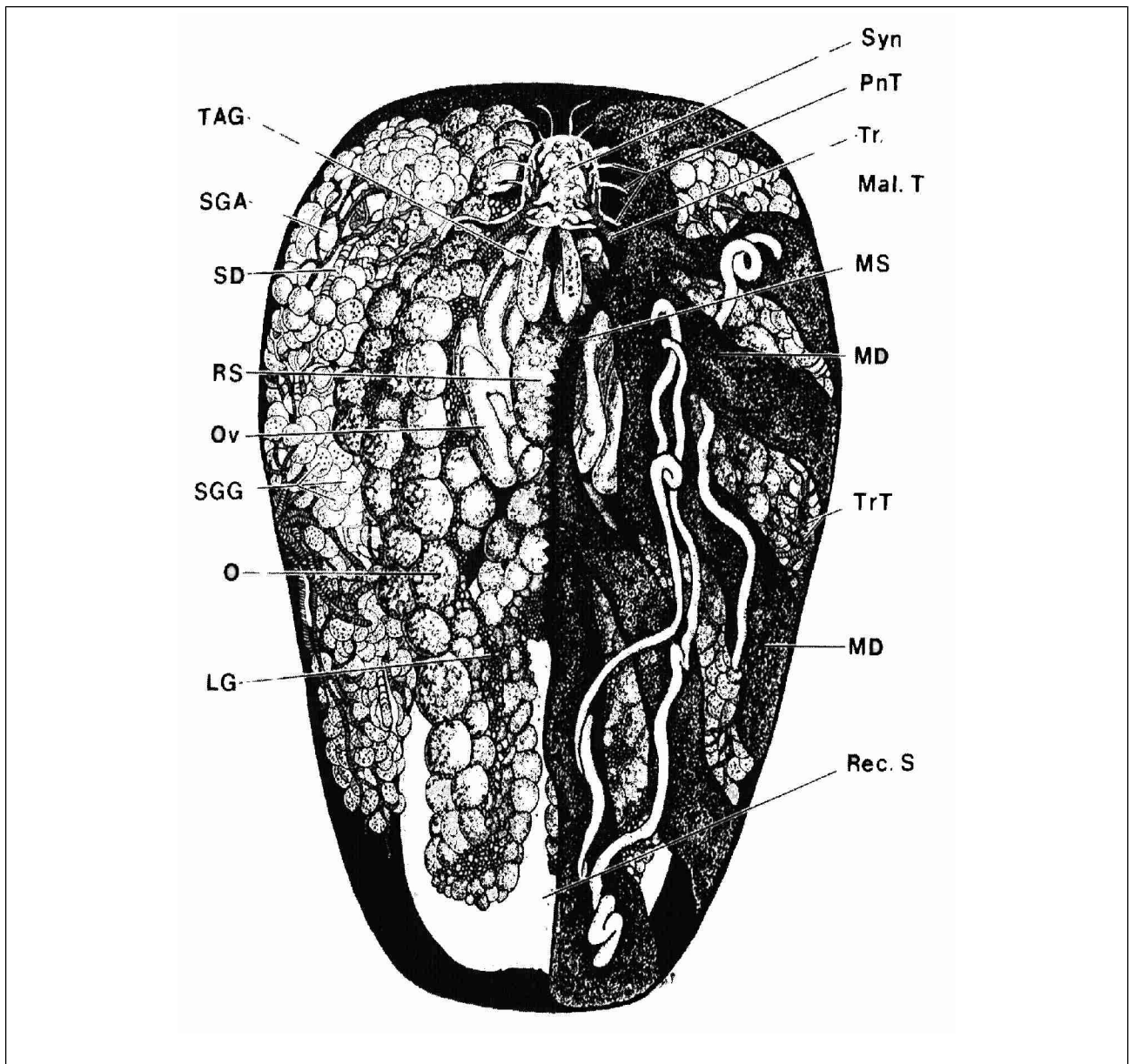
**Figure 23 : Représentation de l'ultra-structure des deux types d'acini.**

**A** : acinus agranulaire. **B** : acinus granulaire (type II).

1 : cellules interne ; 2 : cellule constructrice ; 3 : cellule fibrillaire ; 4 : canal.

A : cellule de type a ; Ad : canal alvéolaire ; Al : lumière de l'alvéole ; AN : nerf ; ax : axon ; b : cellule de type b ; BM : membrane basale ; c1, c2, c3 : subdivisions des cellules de type c ; Ec : cellule épithéliale ; LD : canal lobulaire ; VC canal valvulaire. Les flèches indiquent la zone de flexibilité

[D'après CONNS & ROSHDY : 1973 ; SONENSHINE : 1991]

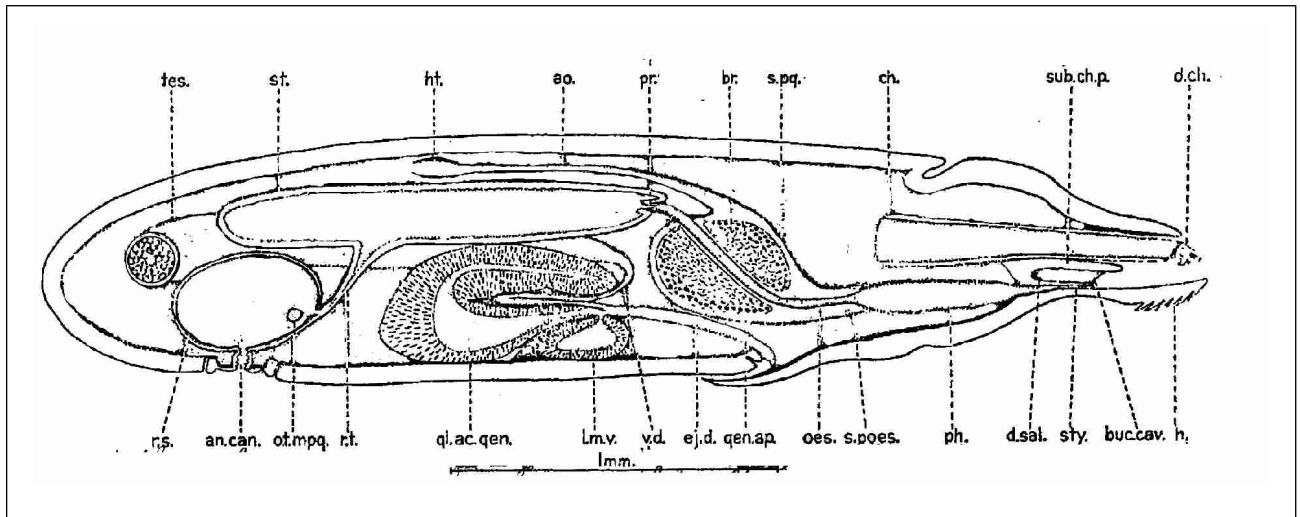


**Figure 24 : Schéma illustrant la topographie des organes internes d'une femelle de la famille des Ixodoidea en vue dorsale.**

La partie gauche montre la disposition des organes après retrait du pro-ventricule et ses caeca ; la partie droite montre la tique avec le pro-ventricule-caeca en place. Il y a deux ovaires sur cette figure.

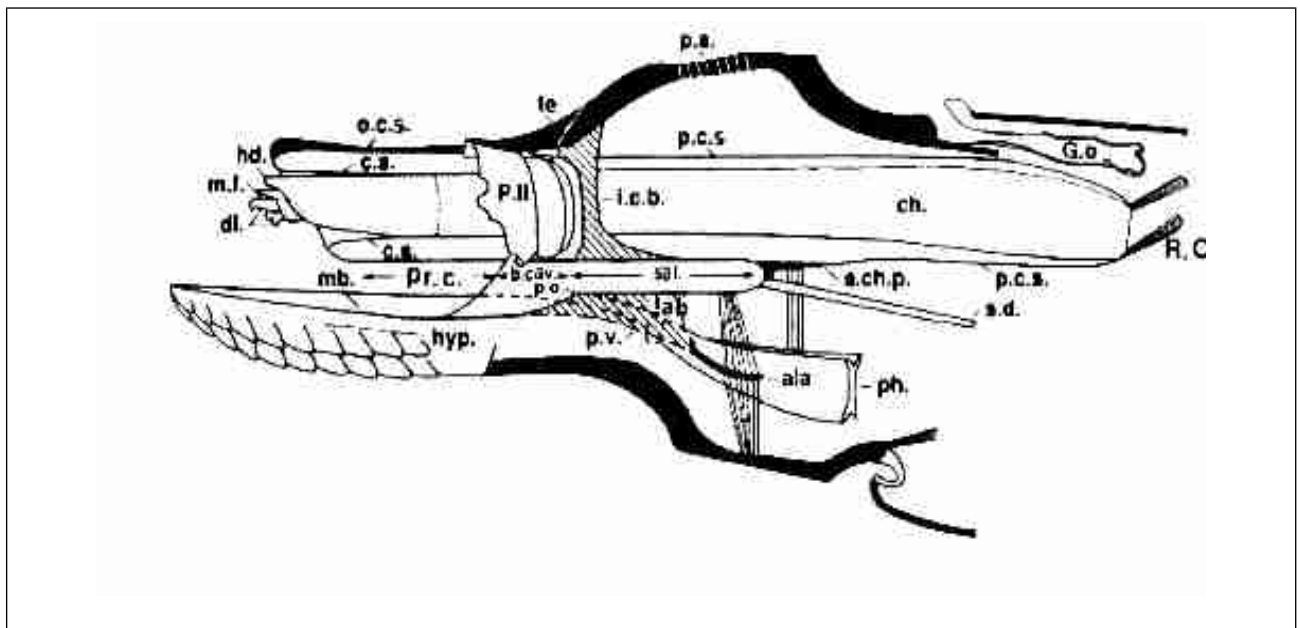
LG : sillone longitudinal de l'ovaire ; MD : caeca ; MS : pro-ventricule ; Mal. T : tube malphigien ; O : ovaire ; Ov : oviducte ; PnT : nerf podal ; Rec. S : sac rectal ; SGA : glande salivaire, zone des acini de type I ; SGG : glande salivaire partie acini II et III ; Sd : canal salivaire ; Syn : synganglion ; TAG : glande tubulaire accessoire ; TrT : tronc trachéal ; TR : trachée.

[D'après SONNESHINE : 1991]



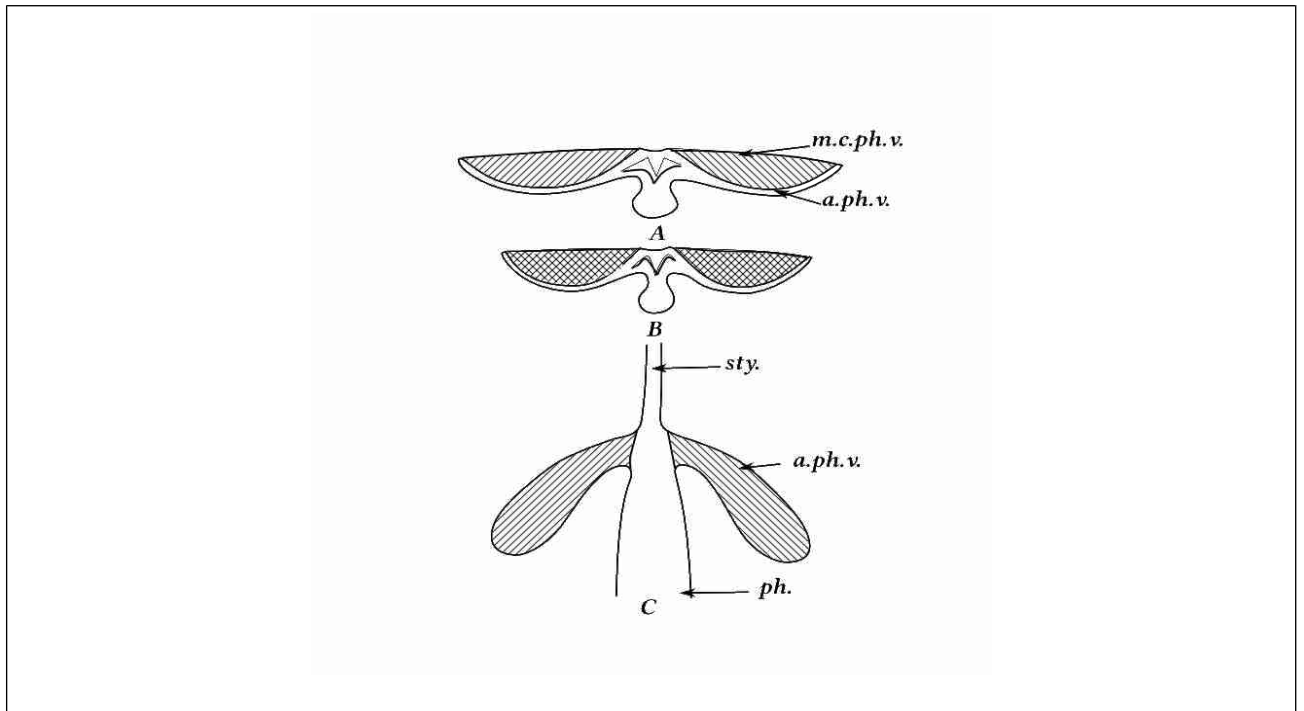
**Figure 25 Topographie des différents organes internes chez un mâle *D.andersoni* en coupe sagittale.** Sur ce dessin très schématisique, on peut intervertir appareil mâle et femelle les rapports des appareils reproducteurs étant les mêmes.

St : pro-ventricule-caeca ; tes. : testicule ; ht : cœur ; ao : aorte ; pr : pro-ventricule ; br : brain ; spg : sinus péri-ganglionnaire ; ch : chélicère ; sub. ch. P : plaque sous-chélicérale ; d.ch : doigt des chélicères ; h : hypostome ; sty : stylet oral ; dsal : canal salivaire ; ph : pharynx ; s.oes : sinus oesophagien ; oes : œsophage ; gen. ap : ouverture génitale ; ej.d : canal éjaculateur ; v. d : canal déférent ; lmv : lobe latéro-ventral de la glande accessoire ; lmm. : lobe medio-ventral de la glande accessoire ; gl.ac. gen. : glande accessoire génitale ; r.t : tube connectif ; ot.mpq : abouchement des tubes malpighiens ; an. can : rectum ; r.s : sac rectal [D'après DOUGLAS : 1943].



**Figure 26 : Dessin illustrant les pièces buccales d'une tique de l'espèce *D.andersoni* selon une section sur le plan sagittal.**

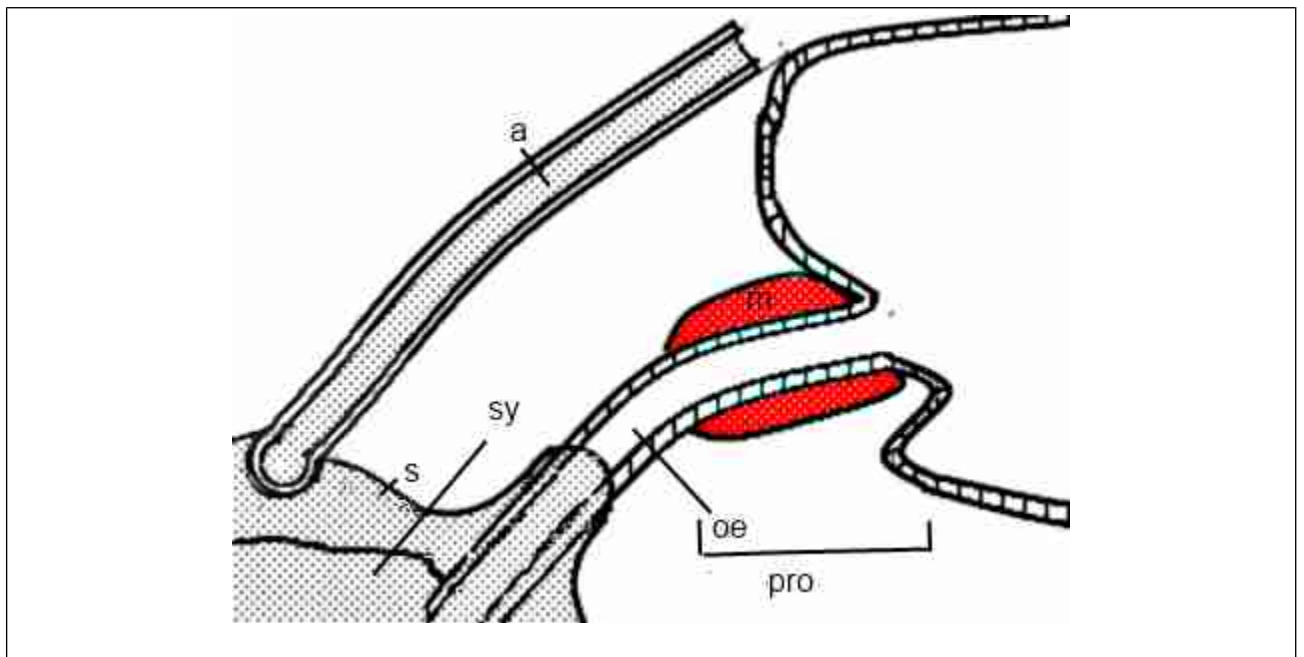
Ala : alae indiqués par la ligne noire ; les muscles sont indiqués par les fine lignes parallèles ; ch : chélicère ; c.s : fourreau interne des chélicères ; d.c : dent de la valve ; di : doigts des chélicères ; g.o. : organe de Génés ; hd : chapeau des chélicères ; hyp : hypostome ; i.c.b : liaison inter-coxale ; lab : stylet oral ; Mb : membrane couvrant le sillon de l'hypostome ; o.c.s. : fourreau externe des chélicères ; P.II : article 2 du palpe ; p.a : aire poreuse ; p.c.s. : fourreau des chélicères ; Pr.c : canal pré-oral ; Ph : pharynx ; p.o : ouverture du pharynx ; P.v : valve pharyngienne ; r.c : muscle rétracteur des chélicères ; Sal : salivarium ; s.d : canal salivaire ; S.ch.p : plaque sous-chélicérale ; Te : tectum. [D'après SONENSHINE : 1991]



**Figure 27 : Schéma des alae.**

**A** : position ouverte : les muscles sont relâchés. **B** : position fermée : les muscles sont contractés, la valve est close. **C** : position des alae sur le tube digestif.

m.c.ph.v. : muscles constricteurs de la valve pharyngienne ; a.ph.v. : alae ; sty : stylet oral ; ph : pharynx [D'après DOUGLAS : 1943]

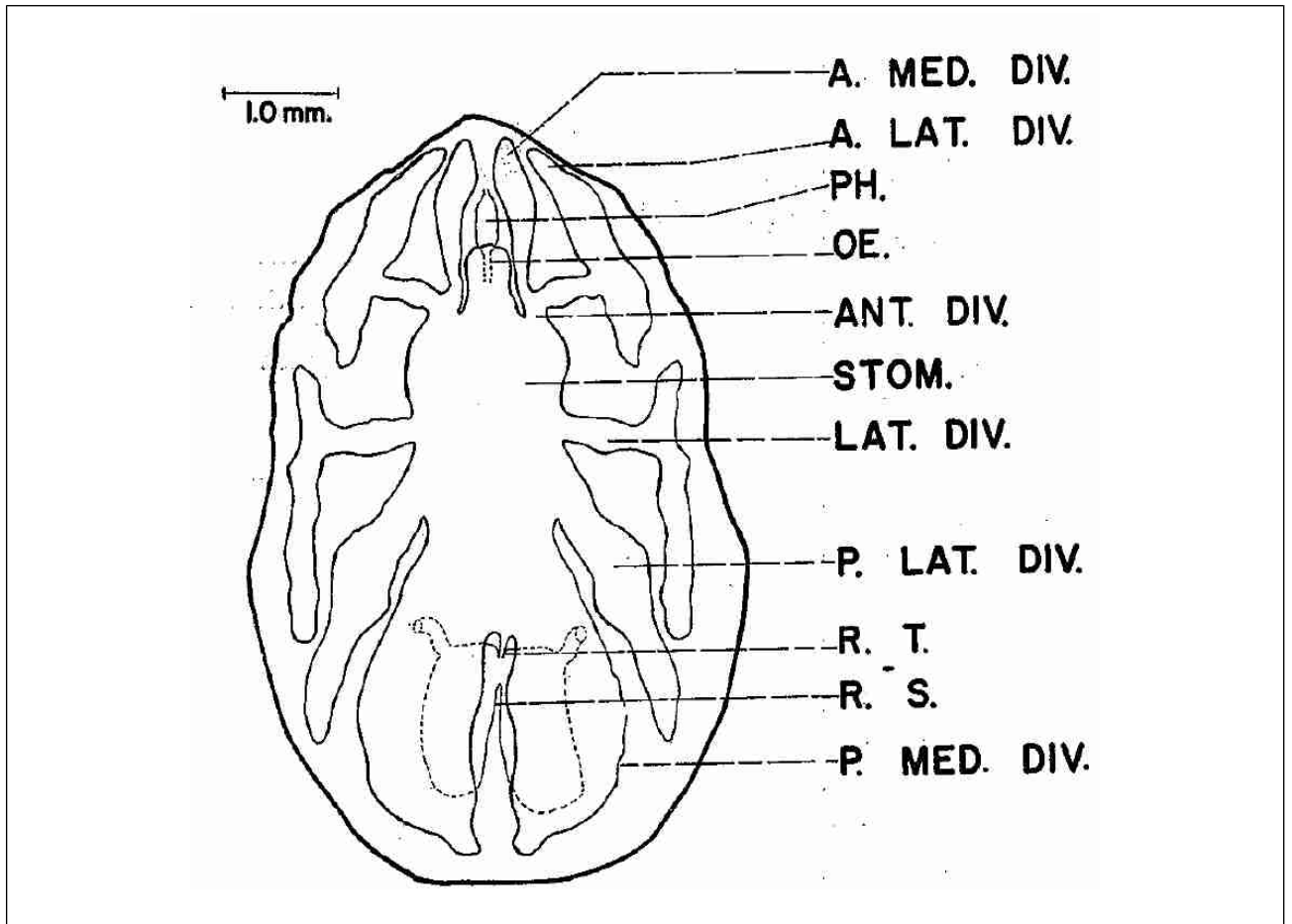


**Figure 28 : Dessin schématique de l'organisation du pro-ventricule ;**

a : aorte ; m : muscle constricteur ; e : œsophage ; pro : pro-ventricule ; s : sinus péri-ganglionnaire ; sy : synganglion.

[basé sur les descriptions de DOUGLAS : 1943 et SONENSHINE & GREYSON : 1970]

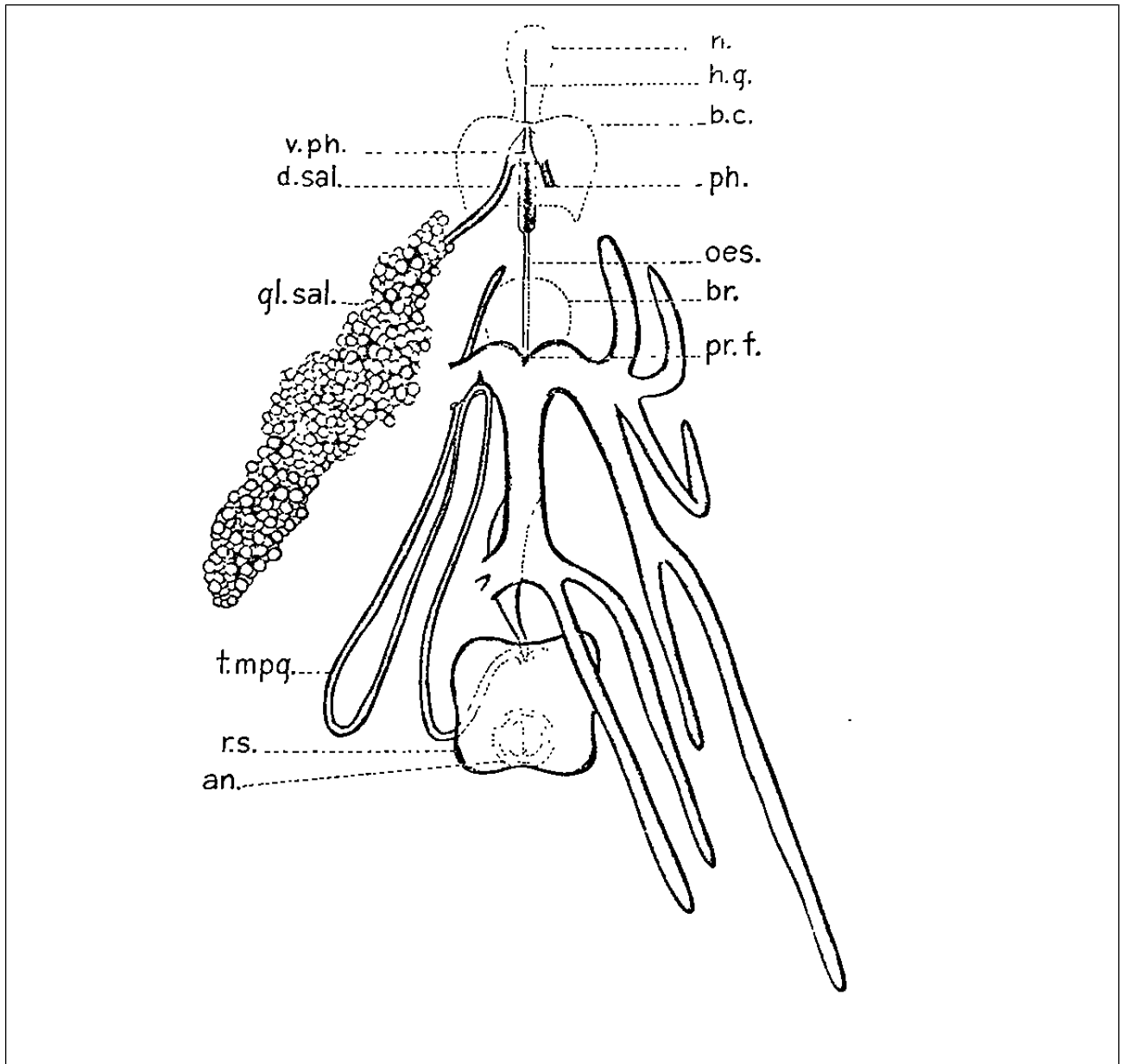




**Figure 29 : Dessin de l'anatomie des différents cæca chez l'adulte *O. kelleyi*.**

OE : œsophage ; R.S : sac rectal ; R.T : tube connectif ; A. MED. DIV. : cæca antéromédian ; A. LAT. DIV. : cæca antero-latéral ; PH : pharynx ; ANT div : cæca antérieur ; STOM : estomac ; LAT. DIV : cæca latéral ; P. LAT. DIV. : cæca postéro-latéral ; P. MED. DIV. : cæca postéromédian.

[D'après SONENSHINE & GREGSON : 1970]

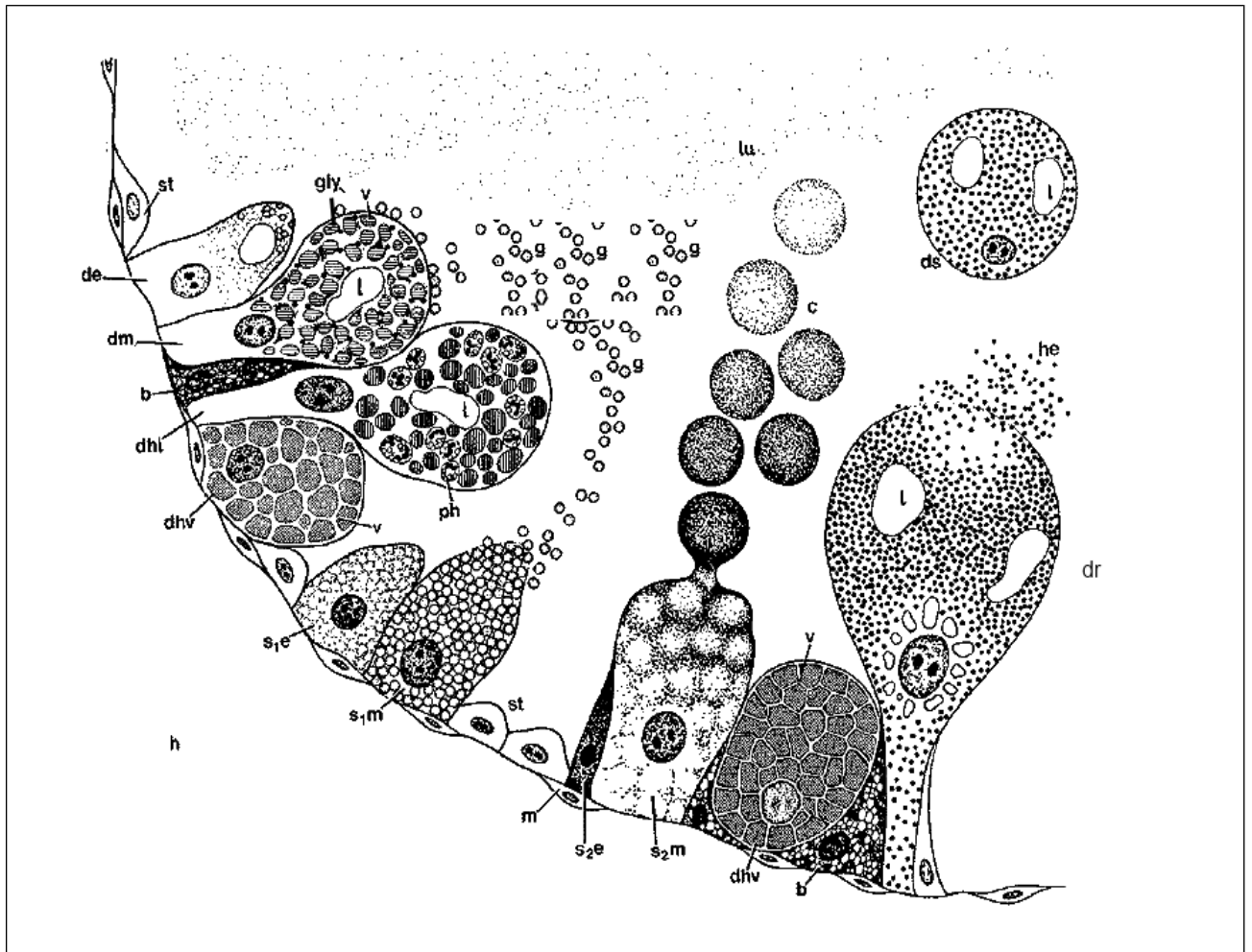


**Figure 30 : Dessin schématique du système digestif et excréteur de *D.andersoni*.**

la glande salivaire droite, du tube malpighien droit et des caeca du côté gauche n'ont pas été représentés.

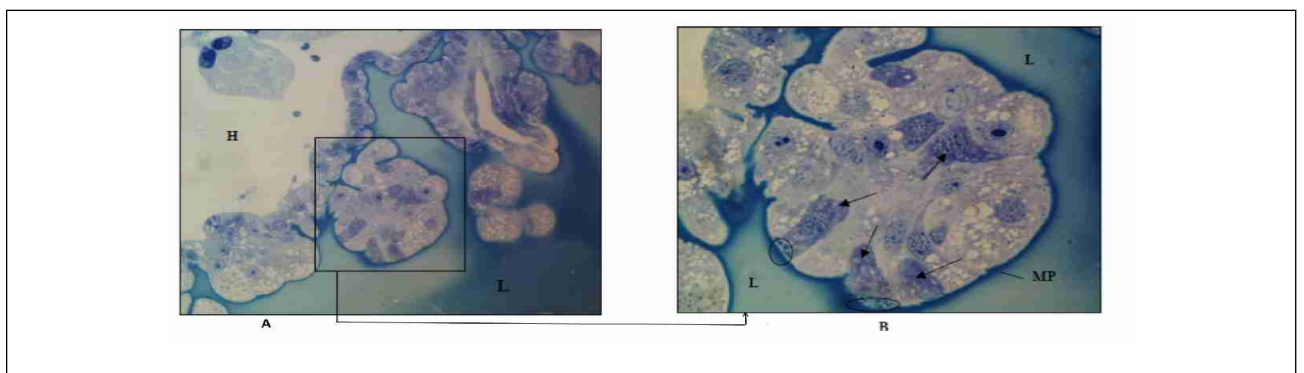
h : hypostome ; sillon de l'hypostome ; bc : basis capituli ; ph : pharynx ; oes : œsophage ; br : cerveau ; pr.f : sillon proventriculaire ; an : anus ; r.s : sac rectal ; t.mpg : tube malpighien gauche ; gl. Sal : glande salivaire ; d. sal : canal salivaire ; v. ph : valve pharyngienne

[D'après DOUGLAS : 1943]



**Figure 31: Les différentes cellules digestives dans le ventricule d'une femelle *B. microplus* gorgée.**

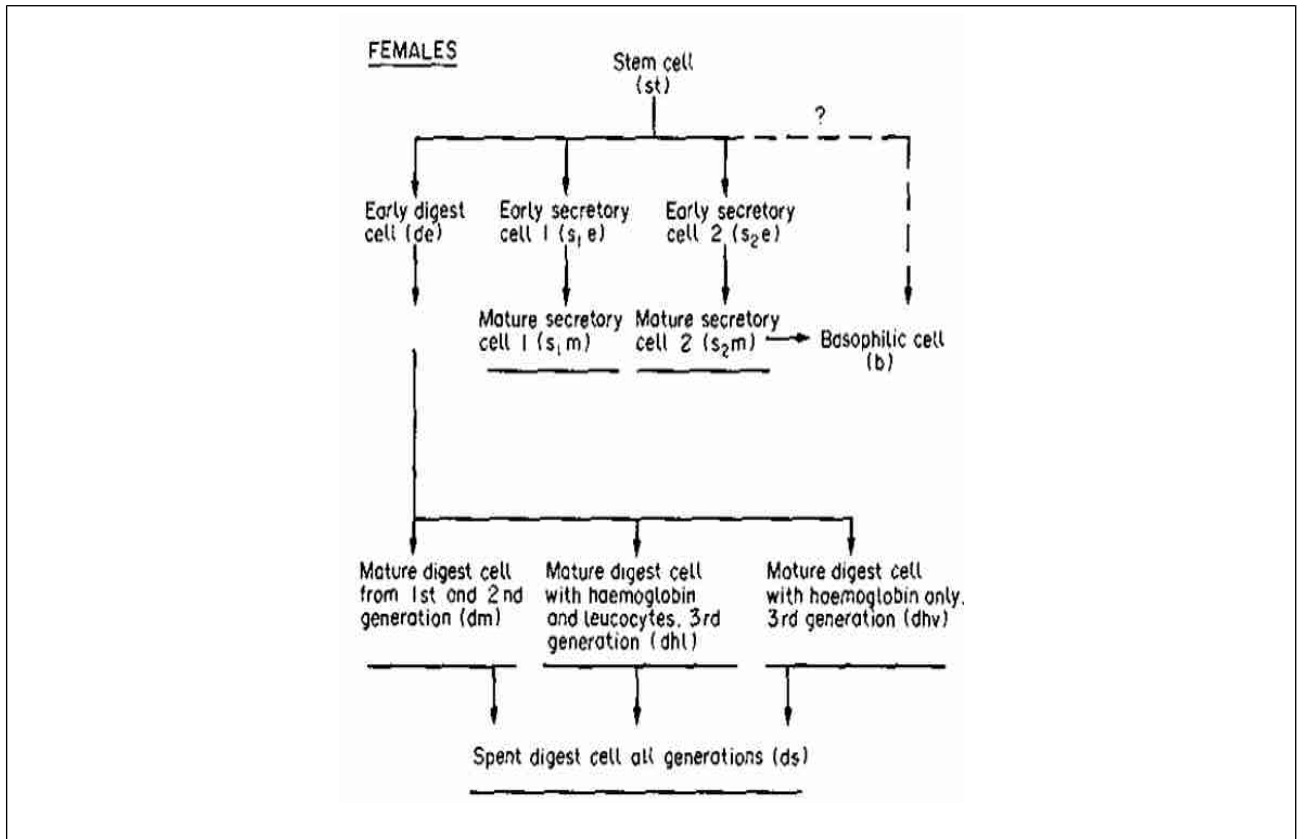
b : cellule basophile ; c : masse colloïdale ; de : cellule digestive jeune ; dhl : cellules résiduelles et sessiles ; dhv : cellule pro-digestive ; dm : cellule digestive sessile ; dr : cellule digestive épuisée ; ds : cellule digestive détachée ; g : granules de sécrétion des cellules s1m ; gly : glycogène ; h : hémolymph ; he : hématine ; l : lipide ; lu : lumière du ventricule ; ph : phagosome contenant des leucocytes ; s1e : cellule sécrétrice immature 1 ; s1m : cellule sécrétrice mature 1 ; s2e : cellule sécrétrice immature 2 ; s2m : cellule sécrétrice mature 2 ; st : cellule indifférenciée ; v : vacuole contenant de l'hémoglobine ; m : cellule musculaire. [D'après AGBEDE & KEMP : 1984]



**Figure 32 : Coupe transversale d'un intestin d'*I. ricinus* partiellement gorgée pendant 5 jours.**

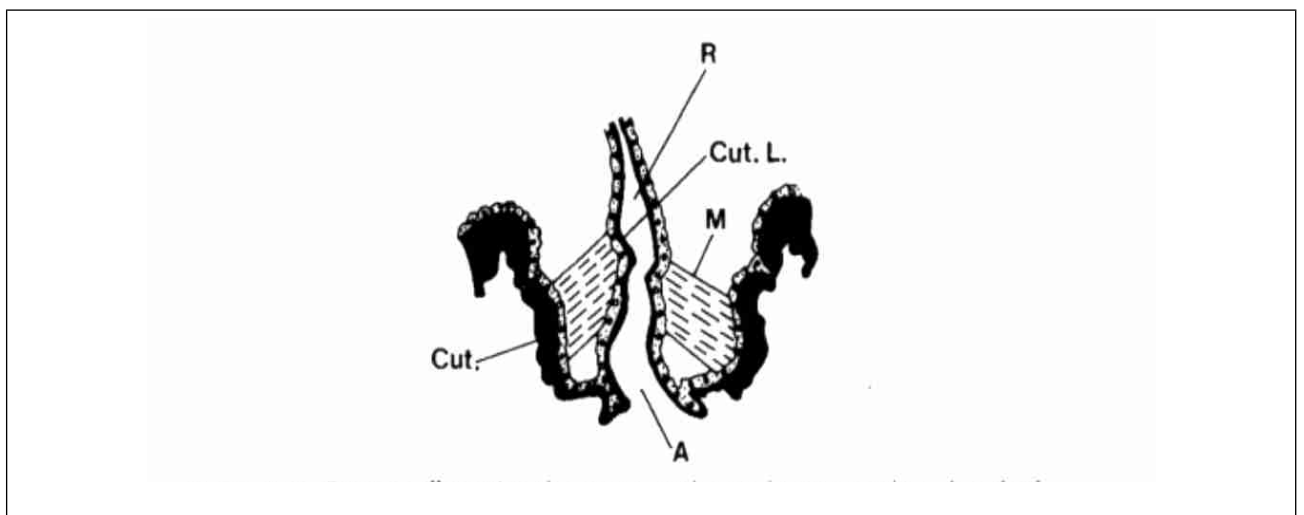
A : x400 ; B : x1000

L : lumière intestinale ; Mp : Membrane péritrophique ; H : Hémolymph. Les flèches noires indiquent les cellules sécrétrices. Les cercles noirs entourent les vésicules de sécrétion des cellules sécrétrices. [D'après JACOT : 2003]



**Figure 33 : Schéma de l'évolution des cellules digestives selon Agbede**

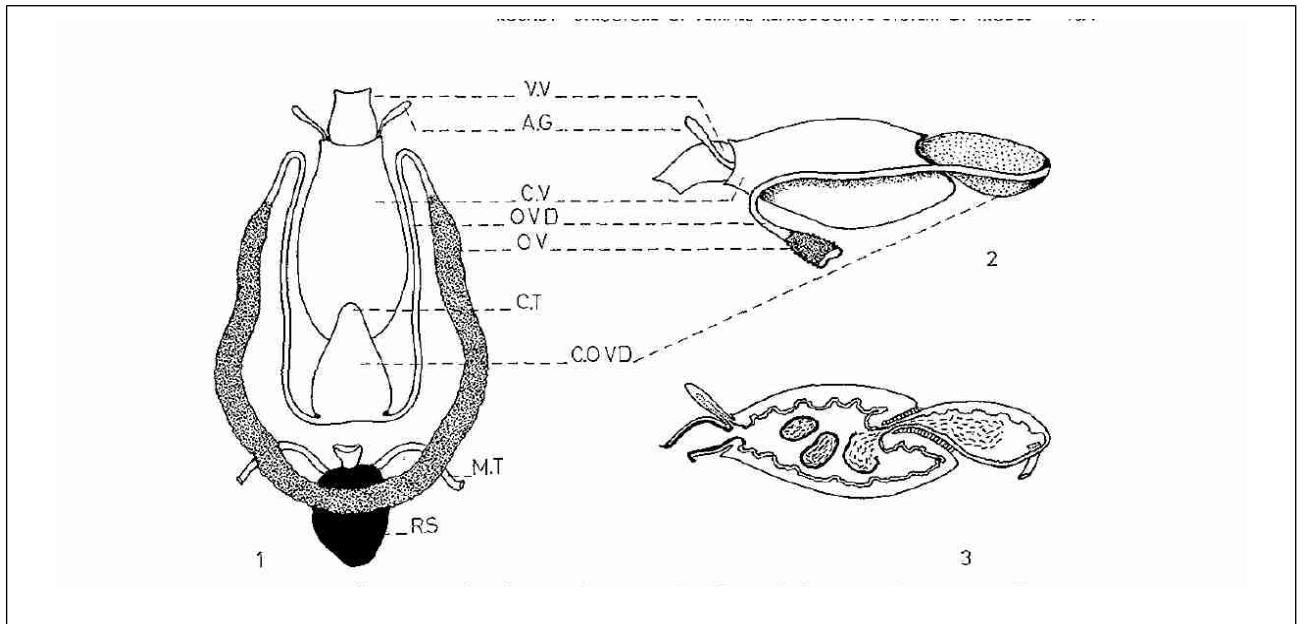
[D'après AGBEDE & KEMP : 1984]



**Figure 34 : Dessin illustrant le rectum et l'anus en section médiale.**

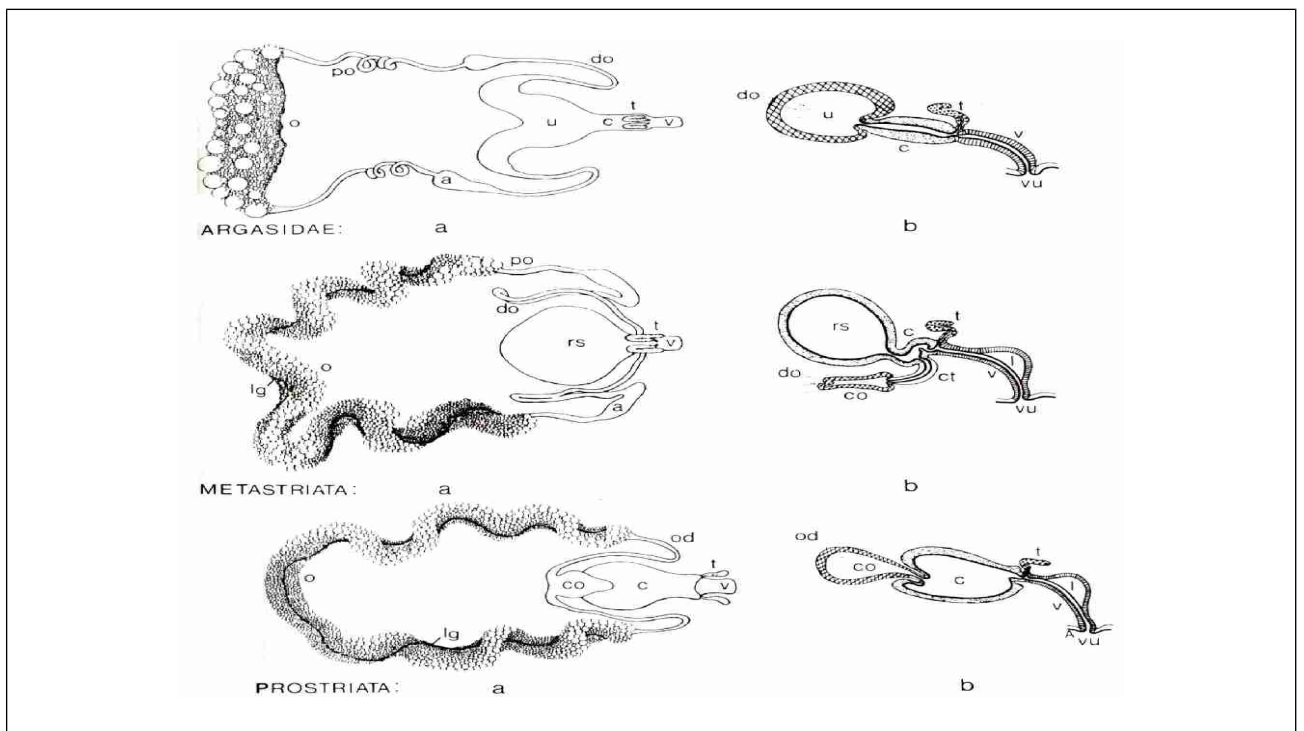
A: anus ; CUT : cuticule ; CUT. L : couche de cuticule recouvrant l'épiderme ; M : muscle ; R : rectum ;

[D'après SONENSHINE : 1991]



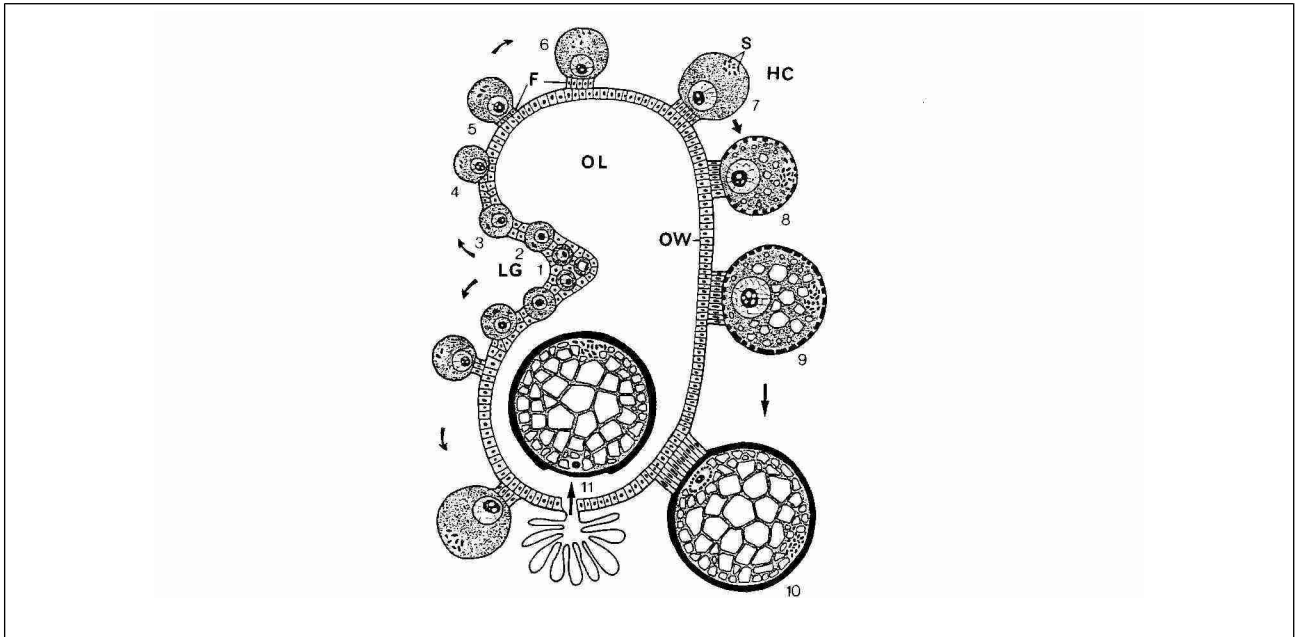
**Figure 35 : Représentation du tractus reproducteur d'une femelle *I.ricinus* avec des parties du système excréteur. 1. en vue dorsale ; 2. en vue latérale ; 3. en vue médiale**

V.V : partie vestibulaire du vagin ; A.g : glandes accessoires ; C.V : partie cervicale du vagin ; OVD : oviducte ; OV : ovaire ; C.T : tube connectif ; C.OVD : oviducte commun ; M. T : tube de Malpighie ; R.S : sac rectal [D'après ROSHDY : 1969]



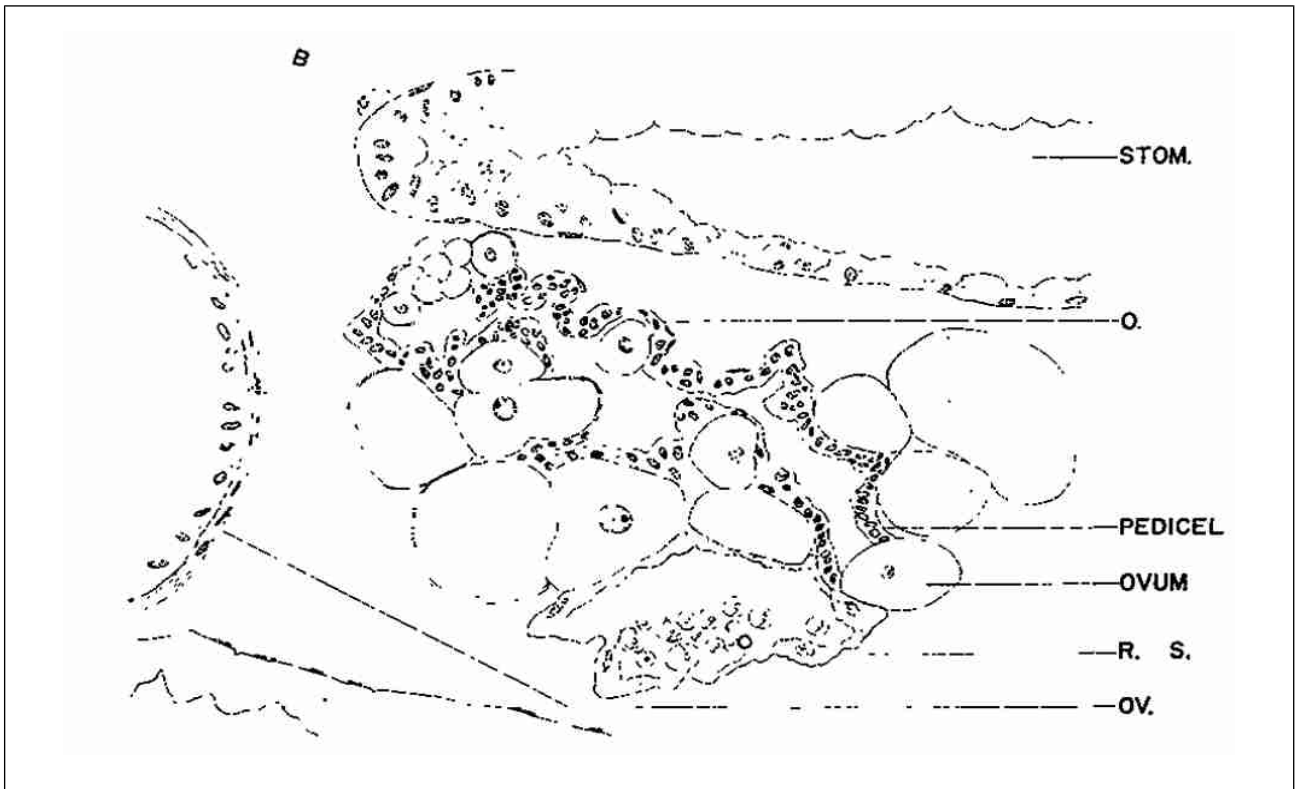
**Figure 36 : Représentation schématique en vue dorsale et sagittale des tractus reproducteurs femelles de tique représentative des familles des Argasidae (*O.moubata*), des Ixodoidea-prostriata (*I.ricinus*) et des Ixodoidea-metastriata (*Amb.Hebraeum* (a) et *H.asaticum* (b))**

O : ovary ; Lg : sillon longitudinal ; po : oviducte proximal ; do : oviducte distal ; a : ampoule ; od : oviducte ; u : utérus ; co : oviducte commun ; ct : tube connectif ; rs : réceptacle séminal ; c : partie cervicale du vagin ; v : partie vestibulaire du vagin ; t : glande accessoire tubulaire ; l : glande lobulaire accessoire ; vu : vulve. [D'après DIEHL & col : 1982]



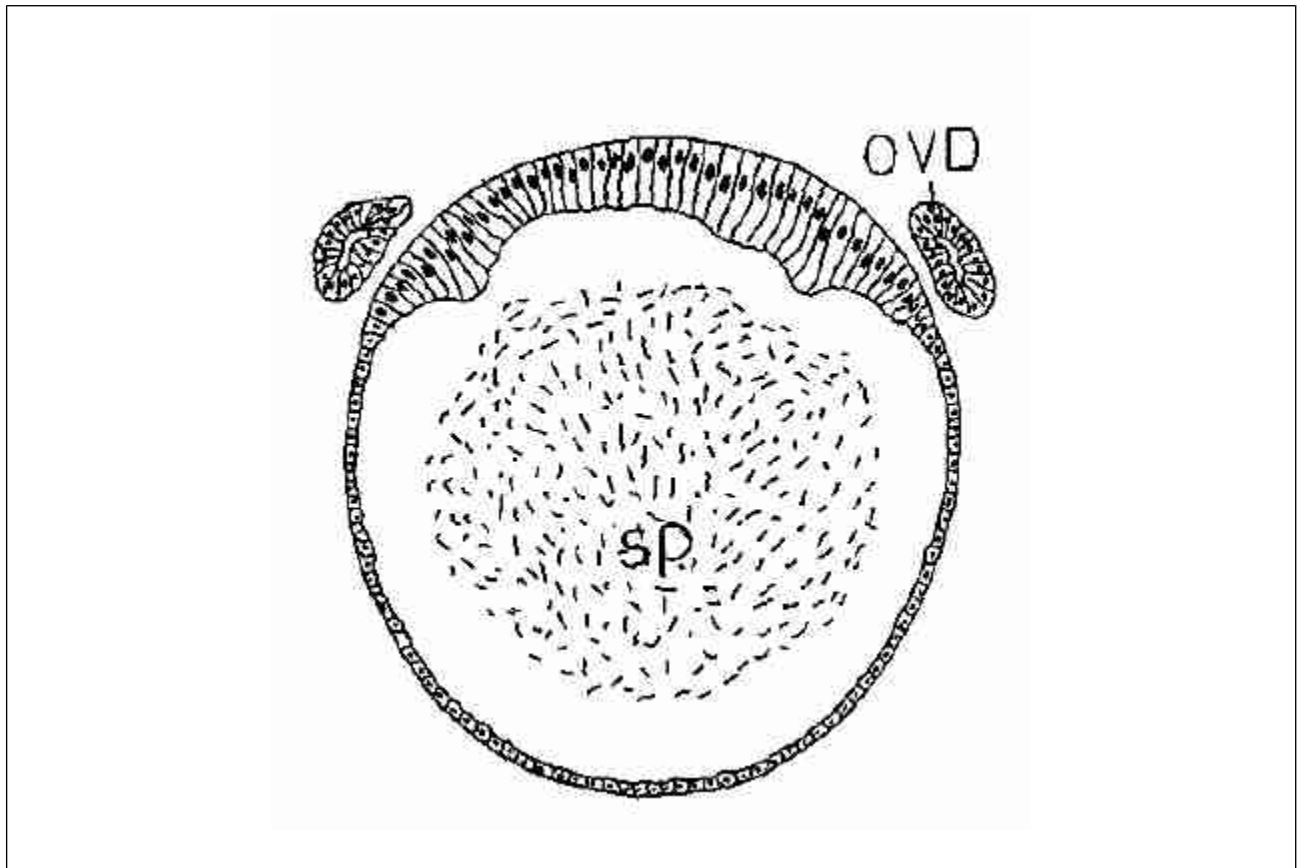
**Figure 37 : Dessin résumant, l'ovogenèse dans un ovaire en coupe transverse .**

Les jeunes oocytes (1-3) sont limités au sillon longitudinal (LG) ; tandis que les oocytes avancés sont localisés le plus loin du sillon (1-7). Au cours de la croissance importante du cytoplasme et des organites, l'oocyte protulse à travers la paroi ovarienne (Ow) à laquelle il est attaché par le funicule (F). (8-10) c'est la période de déposition de la vitteline. A la fin de ce développement la membrane nucléaire disparaît ; les chromosomes se condensent en une caryo-sphère et l'ovulation prend place (11). L'ancien point d'attachement de l'oocyte reste visible tel une cicatrice. HC : hémolymphé ; OL : lumière ovarienne ; S : symbiotes. [D'après BRINTON & OLIVIER jr : 1971]



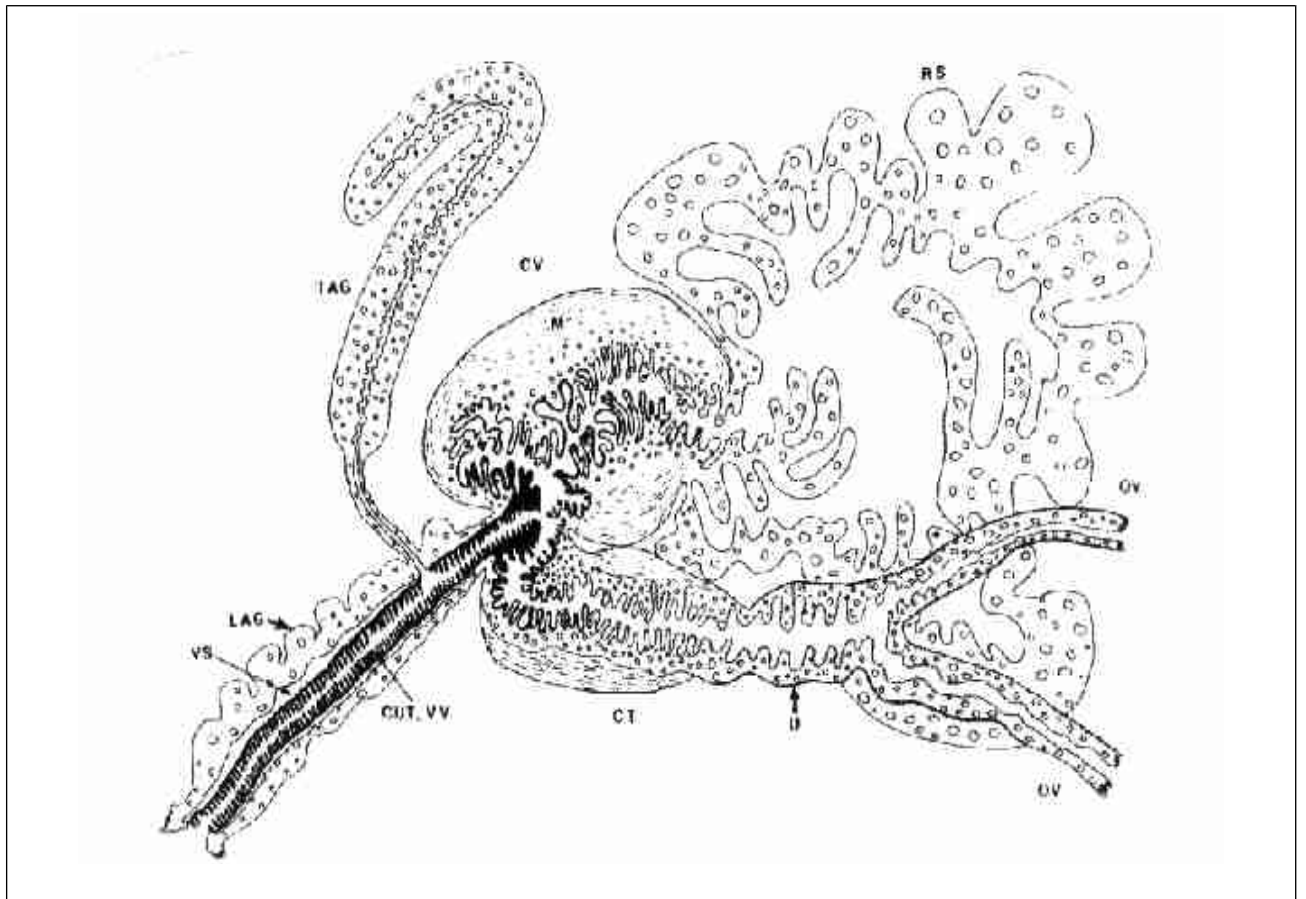
**Figure 38 : schéma d'une coupe histologique d'un ovaire d'une tique *O.kelleyi*.**

PEDICEL : funiculus ; OVUM : oocyte ; O : ovaire ; stom : ventricule ; R.S : sac rectal ; OV : oviducte. [D'après SONENSHINE : 1970]



**Figure 39 : Dessin de coupe histologique transverse de l'oviducte commun d'*I. ricinus* avec la lumière contenant du sperme.**

OVD : oviducte ; SP : sperme. [D'après ROSHDY : 1969]

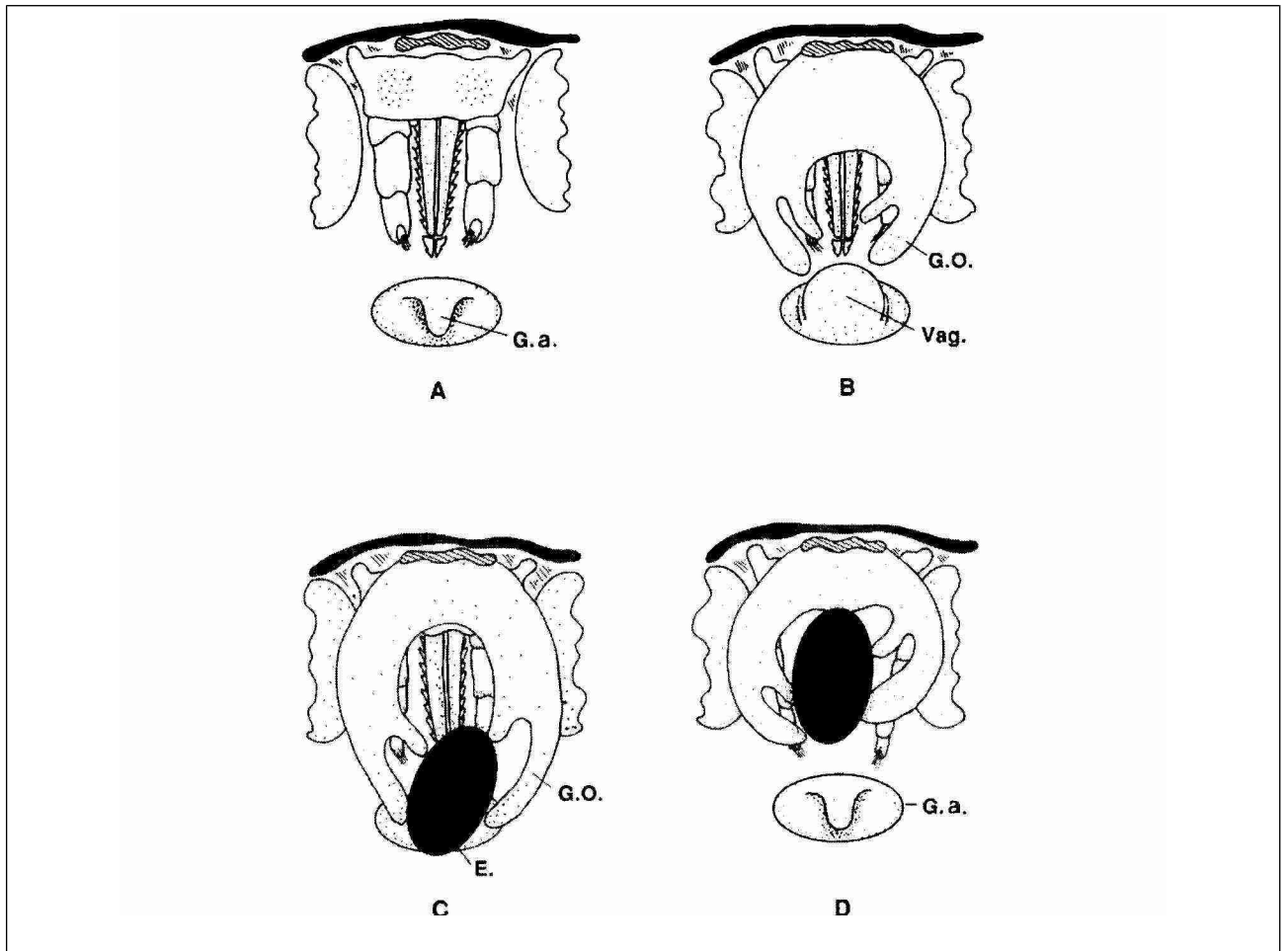


**Figure 40 : Dessin illustrant la région antérieure du système reproducteur femelle chez une femelle *D. variabilis* vierge lors de son repas sanguin en coupe médiale.**

CV : partie cervicale du vagin ; Cut. VV : couche de cuticule recouvrant les cellules ; CT : tube connectif ; GA : ouverture génitale ; LAG : glande lobulaire accessoire ; M : muscle ; Ov : oviducte ; RS : réceptacle séminal ; TAG : glande tubulaire accessoire ; U : utérus ; VV : partie vestibulaire du vagin ; VS : sinus vestibulaire.

[D'après SONENSHINE : 1991]



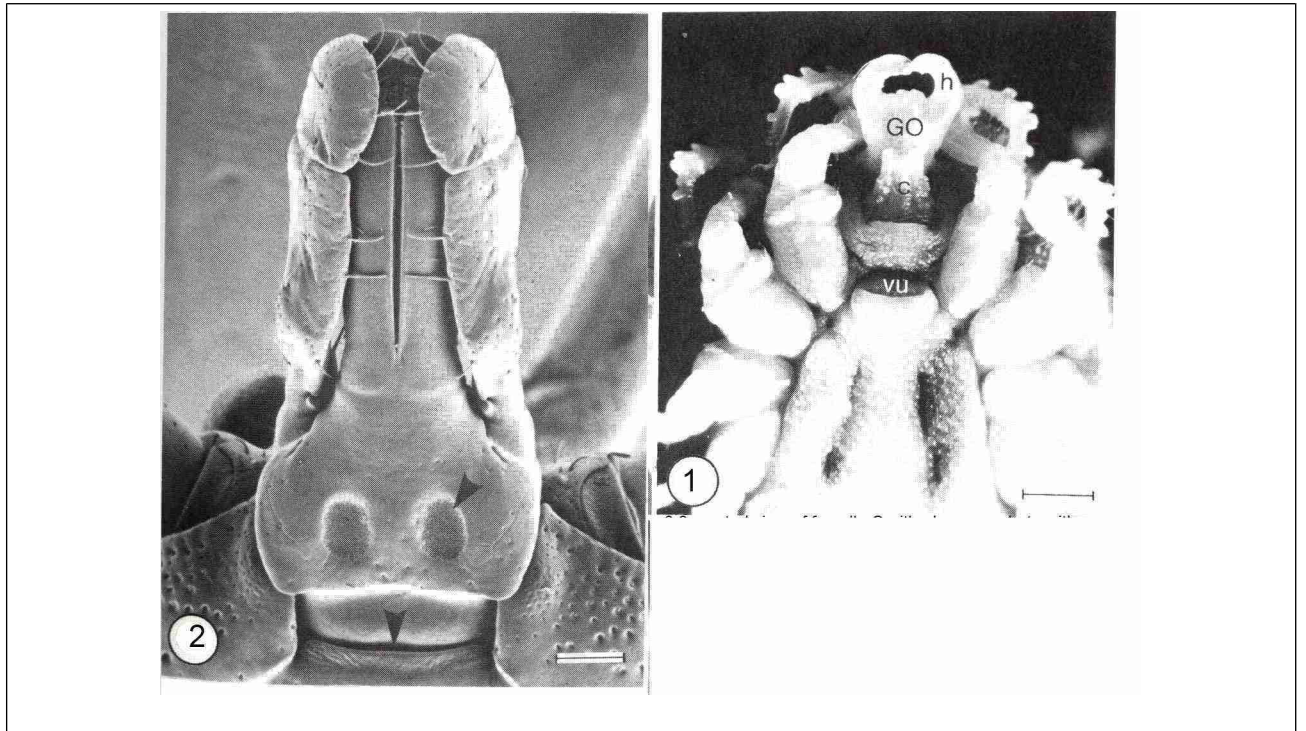


**Figure 41 : Les différentes étapes lors de l'oviposition chez une Ixodoidea.**

**A** : flexion du capitulum pour réceptionner un œuf. **B** : Eversion de l'organe de Géné associé à la protrusion du vagin à travers l'ouverture génitale. **C** : capture de l'œuf par les doigts de l'appareil de Géné. **D** : passage de l'œuf au-dessus du capitulum.

E : œuf ; G.O : Organe de Géné ; G.A : ouverture génitale ; Vag : vagin prolapsé à travers l'ouverture vaginal.

[D'après SONENSHINE : 1991]

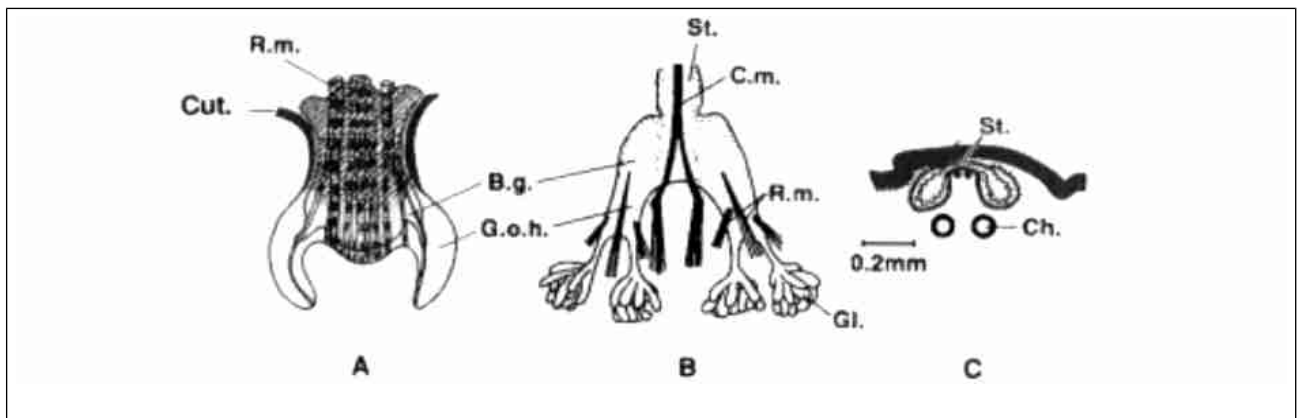


**Figure 42 : Photo de l'organe de Géné**

1 : Vue ventrale d'une femelle *O.moubata* avec l'organe de Géné éversé (GO) montrant les deux cornes. C : capitulum ; vu : vulve (taille échelle : 1mm)

2 : Capitulum d'une femelle *A. variegatum* en vue dorsale. Les flèches pointent les aires poreuses et le sillon du camérostome à travers l'organe de Géné s'éverse. (taille échelle : 25µm)

[D'après DIEHL & col.: 1982]

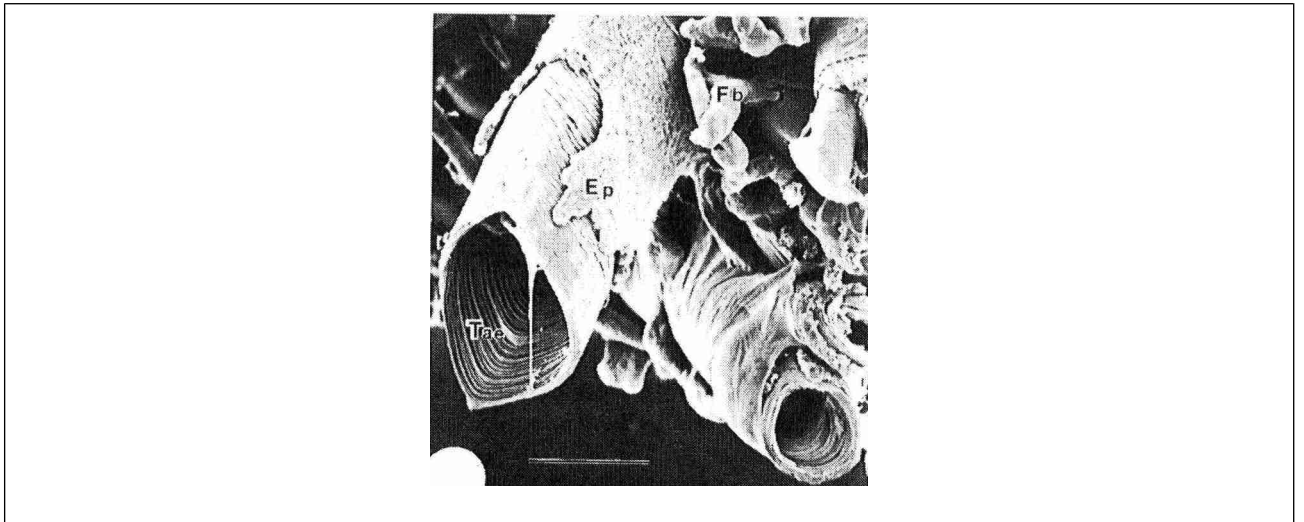


**Figure 43 : Dessin illustrant la structure de l'organe de Géné.**

A : L'organe de Géné de *O.moubata* lorsqu'il est sorti. B : Organe de Géné chez une femelle *H.asiaticum* en vue dorsale lors de son éversion. C : L'organe de Géné vu en section transverse juste postérieurement au pli du camérostome chez *H.asiaticum*.

B.g : corps de la glande ; CH : chélicère ; C.M : corde pour l'attachement des muscles ; Cut : cuticule ; Gl : glandes ; GOH : corne de l'organe de Géné ; R.m : muscle rétracteur ; St : tige

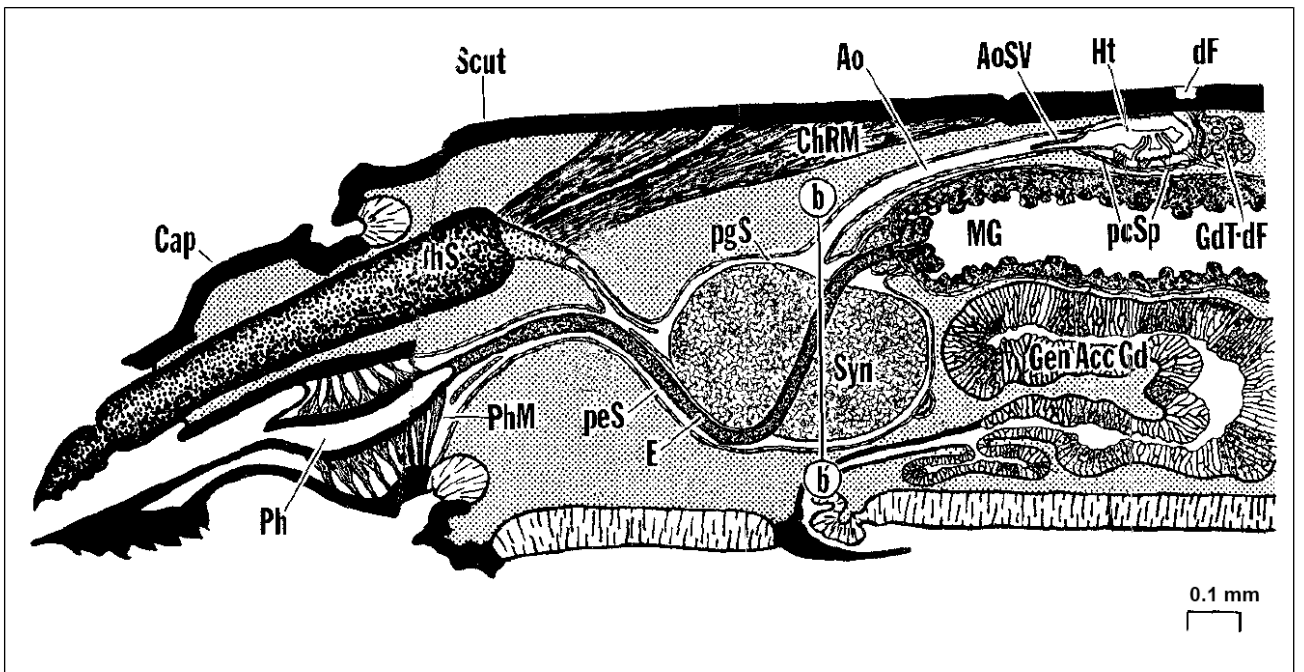
[D'après SONENSHINE : 1991]



**Figure 44 : Photo en microscopie à balayage montrant la structure interne des trachées.**

Ep : épithélium ; Fb : cellules adipeuses ; Tae : taenidium.

[D'après SONENSHINE : 1991]

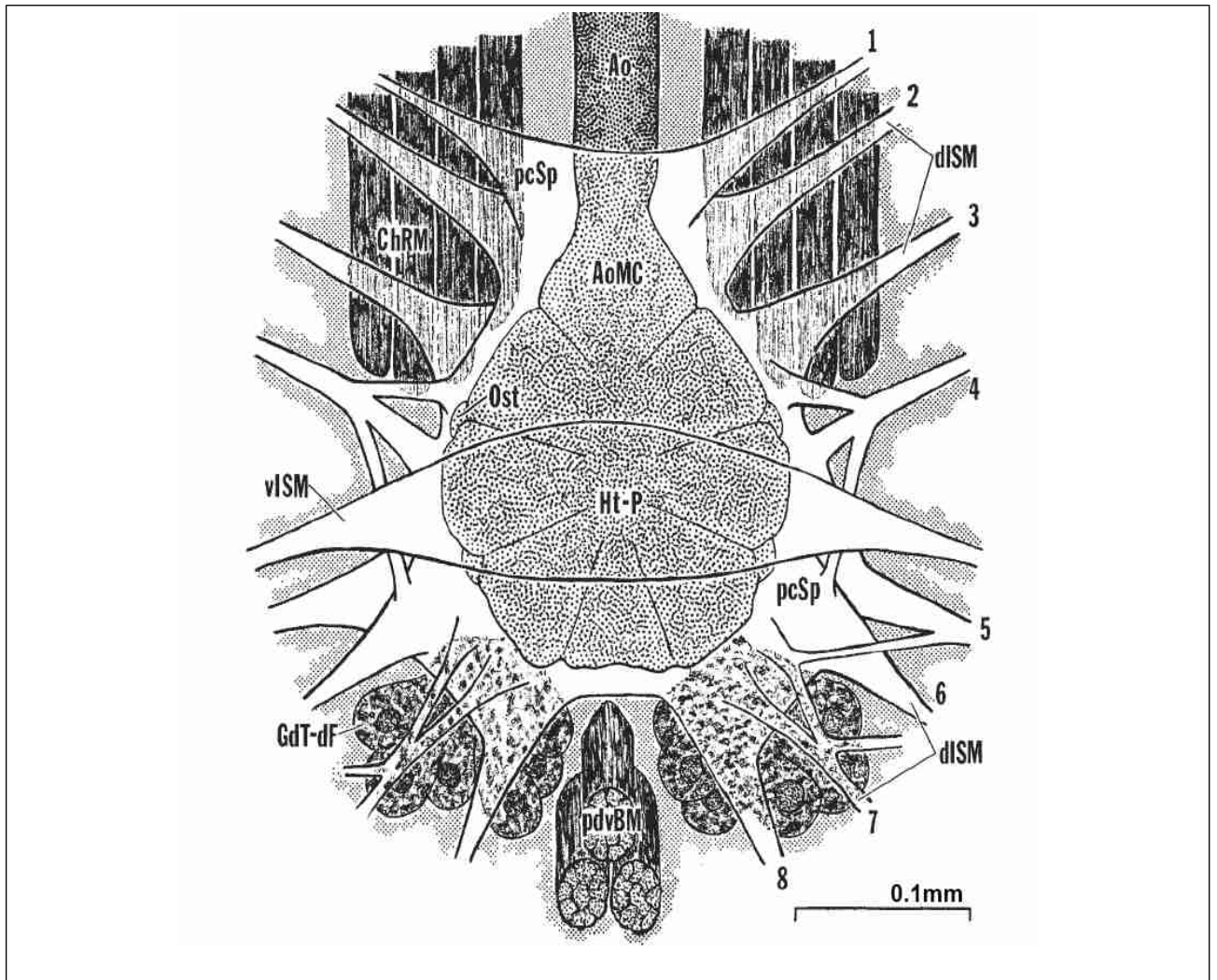


**Figure 45 : Dessin représentant la forme et les rapports topographiques du cœur, de l'aorte, des sinus et des vaisseaux chez un mâle *Ixodoidea* (de taille voisine à *D. variabilis*) en coupe sagittale (b-b' : voir figure 47)**

Ao : aorte antérieure ; AoSV : valve aortique ; Cap : capitulum ; ChRM, : muscles rétracteurs des chélicères ; ChS : fourreau des chélicères ; chN : nerfs des chélicères ; dF : glande foveae ; E : œsophage ; GdT-dF : tissu glandulaire de la glande foveae ; Gen Acc Gd : glande génitale accessoire du mâle ; Ht : cœur ; MG : ventricule ; Ph : pharynx ; PhM : muscle du pharynx ; pcSp : septum péricardique ; peS : sinus péri-œsophagien ; pgS : sinus périganglionnaire ; Scut : scutum ; Syn : synganglion

La glande foveae est absente chez *I. ricinus*

[D'après OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]



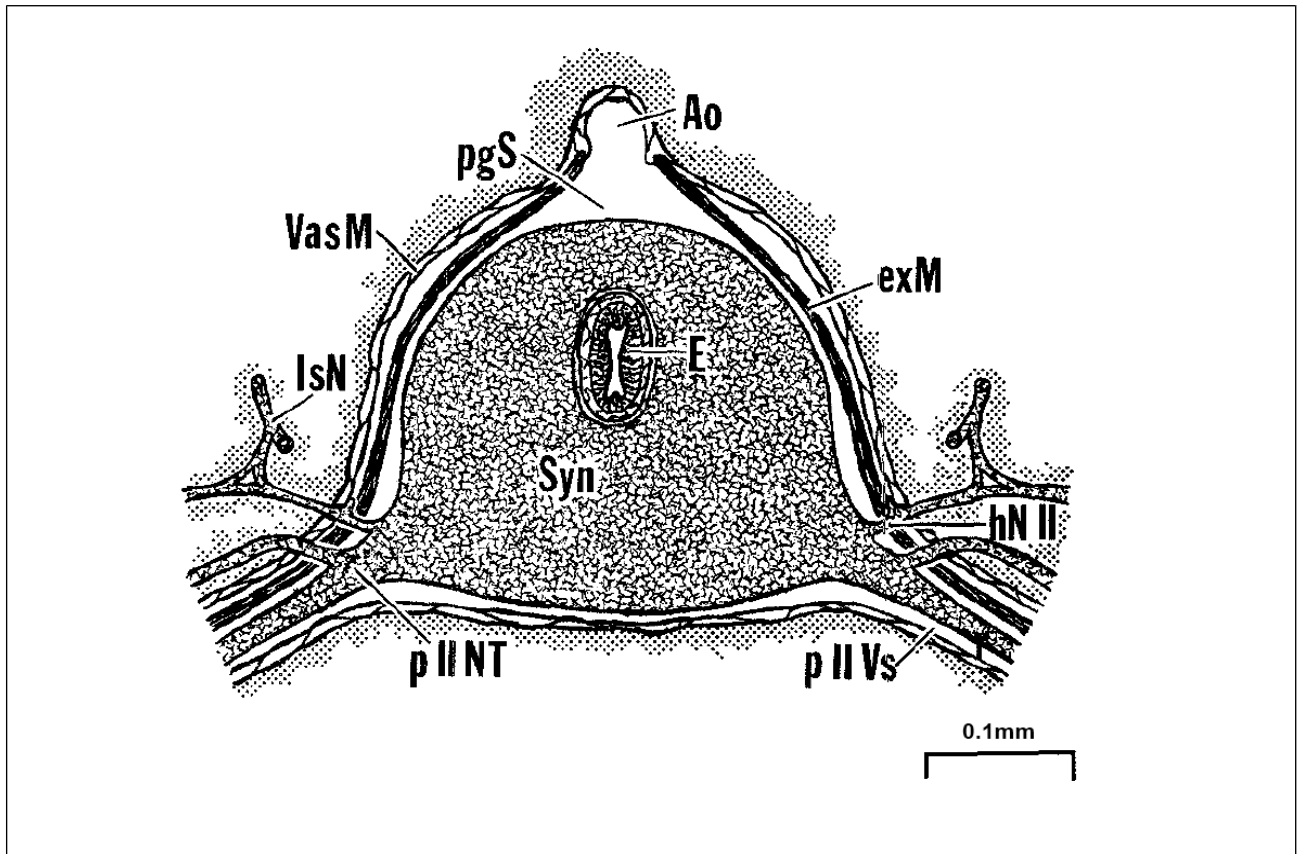
**Figure 46 : Représentation du cœur du septum péricardique des muscles suspenseurs et les tissus associés chez *Amblyoma tuberculatum* en vue ventrale.**

Le ventricule a été retiré pour visualiser le cœur.

Ao : aorte antérieure ; AoMC : cône aortique myocardique ; ChRM : muscle rétracteur des chélicères ; dISM : muscle suspenseur dorso-latéral ; GdT-dF : tissu glandulaire de la glande foveae ; Ht-P : zone pulsative du cœur ;

Ost : ostia ; pdvBM : muscle postéro-médian dorso-ventral du corps de la tique ; pcSp : septum péricardique ; vlSM : muscle suspenseur ventro-latéral

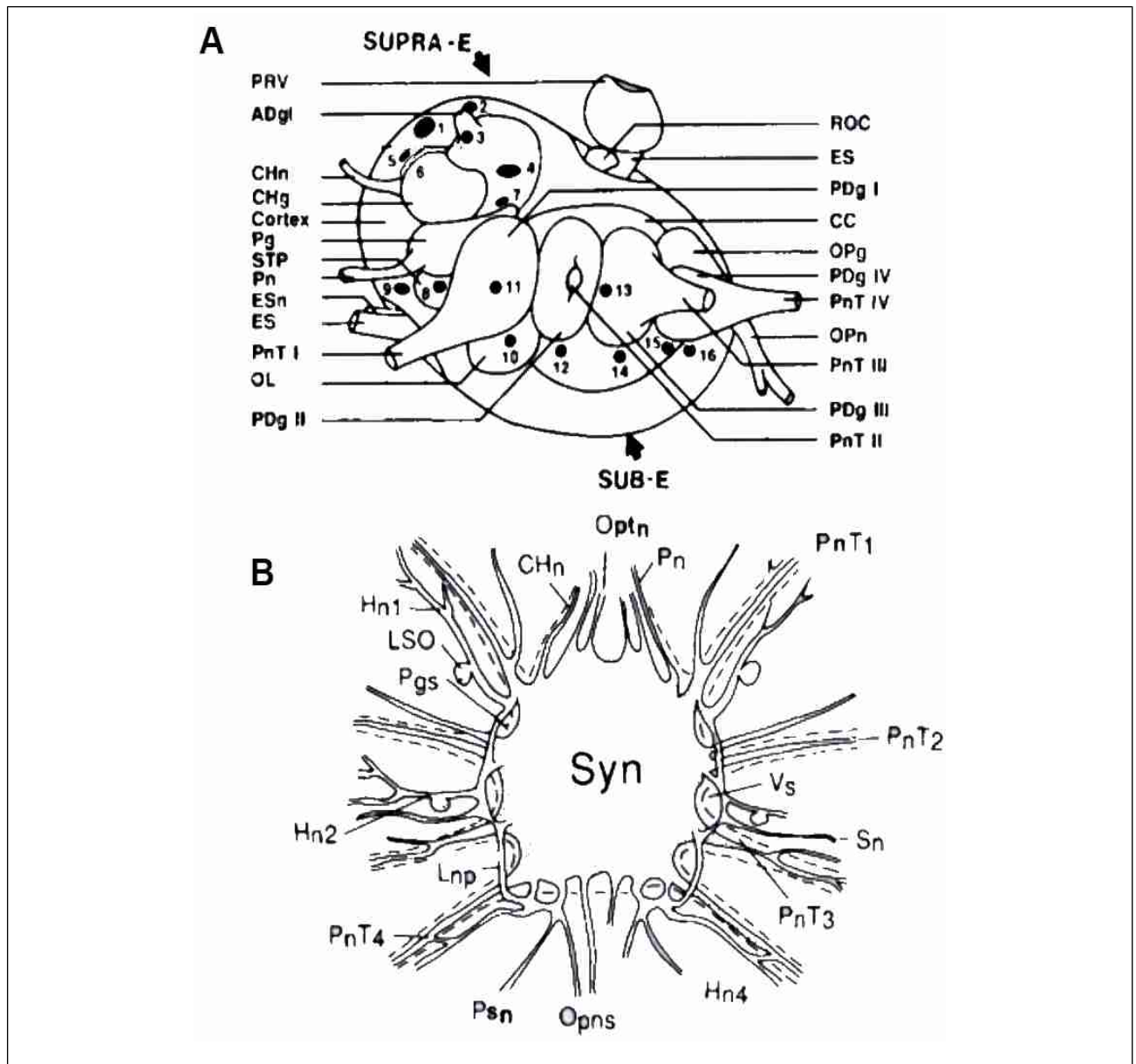
[D'après OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976b]



**Figure 47 : Dessin représentant la section transverse, au niveau des lettres (b-b') de la figure 45, du sinus ganglionnaire.**

Ao : aorte antérieure ; E : œsophage ; exM : muscles extrinsèque du sinus péri-ganglionnaire ; hN II : deuxième nerf hémal ; IsN : nerf allant vers le plexus nerveux latéral ; p II Vs : deuxième vaisseau podal ; pgS : sinus péri-ganglionnaire ; syn : synganglion ; VasM : membrane vasculaire.

[D'après OBENCHAIN & OLIVIER jr : 1976a]



**Figure 48 : Reconstruction de synganglion.**

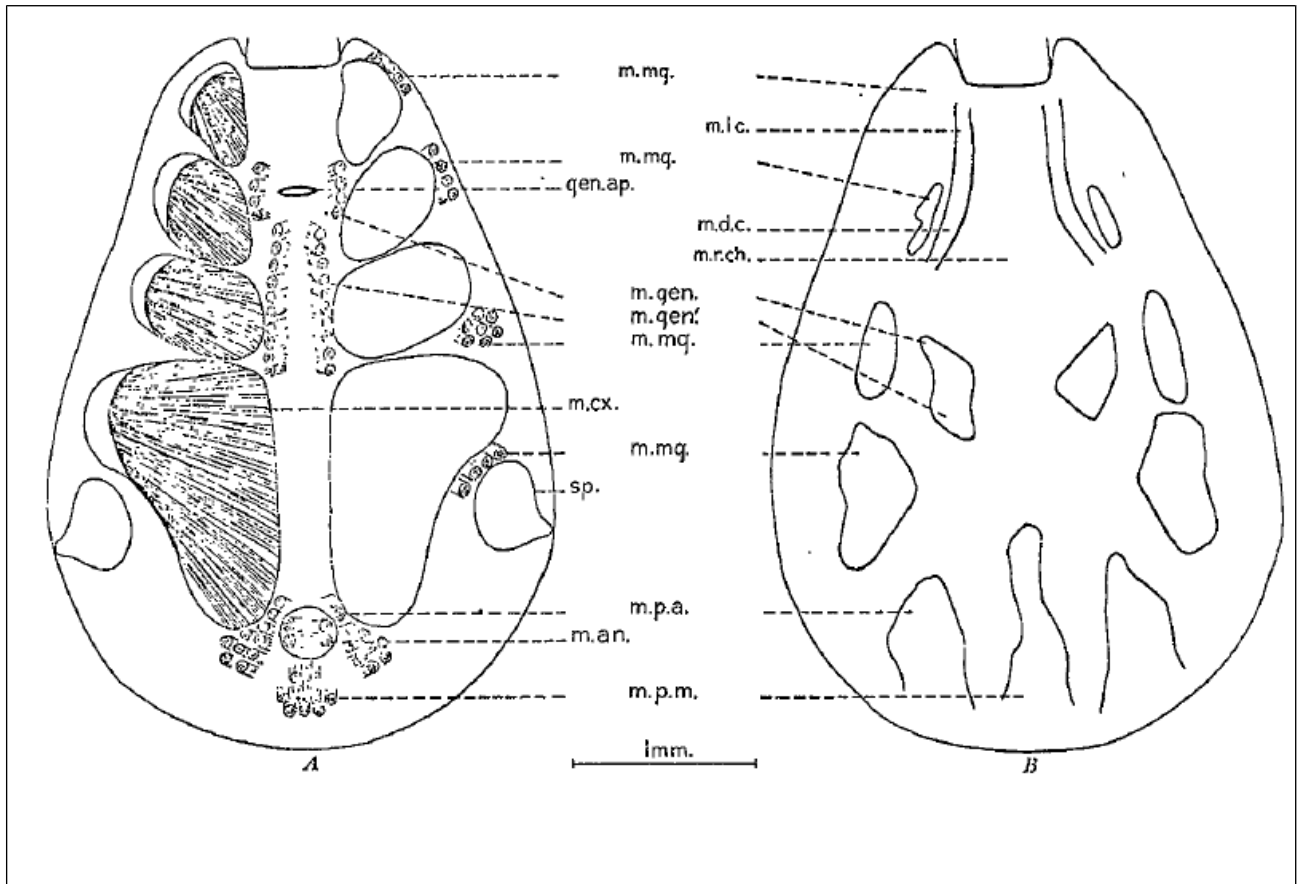
**A : en vue latérale gauche chez *Ornithodoros parkeri* (Argasidae) [d'après SONENSHINE : 1991]**

**B : en vue dorsale chez *Boophilus microplus* (Ixodoidea) [d'après BINNINGTON & OBENCHAIN : 1982].**

Adgl : glomérule antéro-dorsale ; CC : commissure et fibre connective ; Chg : ganglion du chélicère ; ES : œsophage ; Esn : nerf œsophagien ; OL : lobe olfactif ; Opg : ganglion opisthosomal ; Ops : nerf opisthosomal ; Pg : ganglion du palpe ; Pdg I-V : ganglions podaux I-IV ; PRV : proventricule ; ROC : complexe rétro-cérébral ; STP : stomodal pons ; SUPRA-E : région supra-œsophagienne ; SUB-E : région sub-œsophagienne

Chn : nerf chélicéral ; Hn1-4 : nerf hémal 1-4 ; Lnp : plexus nerveux latéral ; LSO : organe segmentaire latéral ; Opt<sub>n</sub> : nerf optique ; Opns : nerf opisthosomal ; PnT1-4 : tronc nerveux podal 1-4 ; Pgs : sinus péri-ganglionnaire ; Pn : nerf palpai ; Psn : nerf para-stigmatique ; Sn : nerf salivaire ; Syn : synganglion ; Vs : membrane du sinus péri-ganglionnaire.

(Les cercles noirs correspondent aux centres neurosécrétoires, un numéro leur est attribué).



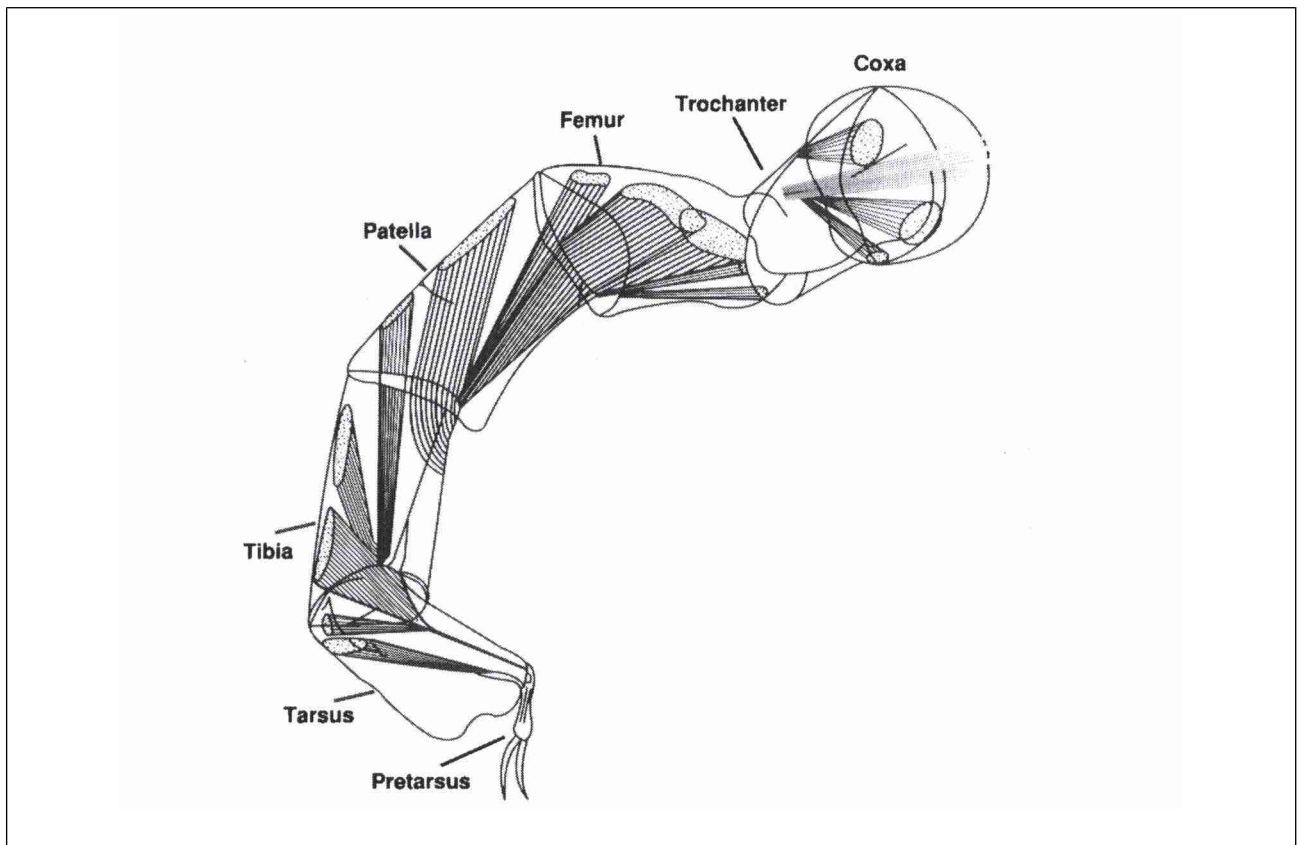
**Figure 49 : Dessin schématique montrant les insertions et terminaisons des muscles dorso-ventraux chez *D.andersoni*.**

**A** : vue dorsale du plancher de la tique. **B** : vue ventrale du scutum du mâle.

m.mg : muscle marginal ; m.l.e : muscle élévateur du capitulum ; gen. Ap : ouverture génitale ; m.d.c : muscle abaisseur du capitulum ; m.r.ch : muscle rétracteur des chélicères ; m.gen : muscle génital antérieur ; m.gen' : muscle génital postérieur ; m.cx : muscle coxal ; sp : spiracle ; m.pa : muscle postéro-accessoire ; m.a.n : muscle anal ; m.p.m : muscle postéro-médial.

[D'après DOUGLAS : 1943]





**Figure 50 : Vue oblique latérale des segments d'une patte, des muscles majeurs et de leurs tendons associés, d'une Argasidae (basé sur *A. arboreus*).**

*[D'après SOUKREY & SWEATMAN : 1984]*



**Partie II**  
**ETUDE EXPERIMENTALE**

Connue depuis longtemps, la tique est présente dès 1762 dans la quatrième édition du Dictionnaire de l'Académie Française «TIQUE : s.f., insecte noirâtre qui s'attache aux oreilles des chiens, des bœufs, &c. *La tique crève après s'être gorgée de sang*».

Aujourd'hui, les tiques sont considérées essentiellement pour leurs rôles vectoriels par la plupart des biologistes ; leur capacité à transmettre des virus et des bactéries est remarquable et pourrait s'expliquer par l'importance selon Reuben de la durée du contact avec l'hôte : les moustiques et autres vecteurs hématophages ne restent guère plus d'une heure en contact avec leur hôte. Par contre, la tique reste en moyenne 3-4 jours, ainsi les échanges entre l'hôte et le parasite sont maximisés. Le risque d'injection d'un éventuel agent pathogène est plus important [REUBEN : 2010]. *I. ricinus* est le vecteur de nombreux agents pathogènes notamment *Borrelia burgdorferi*, *Rickettsia helvetica*, *Ehrlichia phagocytophila*, *Babesia microti* [GEORGE & CHASTEL : 2002]. La connaissance des agents pathogènes contenus dans les tiques est incomplète. En 2003 en Suisse, 50 % des fièvres faisant suite à une morsure de tiques ne présentent pas d'étiologie connue [BAUMANN & col.: 2003]. L'étude des agents pathogènes transmis par les parasites est un axe de recherche important.

Pour pouvoir étudier un pathogène au sein d'un vecteur on se retrouve confronté à l'impérieuse nécessité de connaître l'anatomie de ce vecteur. Dès 1906, Christopher [CHRISTOPHERS : 1906] soulignait l'importance de comprendre l'anatomie interne pour la gestion des parasitoses.

De plus, chaque pathogène vectorisé par les tiques est plus ou moins inféodé à une espèce de tique particulière. Il faut alors diagnostiquer précisément les tiques et ne pas attribuer une disposition anatomique particulière à une mauvaise espèce.

Concernant ces deux points la situation évolue. En France, en 2003, il n'existait plus que deux spécialistes d'entomologie capables de réaliser une diagnose d'espèce de tique [CUISANCE & RIOUX : 2004]. Actuellement la recherche sur les tiques est plus dynamique et concerne une dizaine de laboratoires.

Depuis quelques dizaines d'années, les recherches sur l'anatomie des tiques se concentrent sur des organes précis et non plus sur la description totale d'une seule espèce. On se retrouve à extrapoler l'anatomie interne d'une espèce à partir d'un assemblage de genres se trouvant parfois dans des familles diamétralement opposées sur le plan physiologique. Toutefois, les recherches anatomiques, notamment américaines et russes, ont permis d'améliorer la compréhension des infestations de la tique par un agent pathogène et la localisation de ces derniers chez la tique.

L'objet de cette étude est de réaliser une étude histologique d'*I. ricinus* femelle dans le but de vérifier et compléter les connaissances actuelles sur l'anatomie de cette espèce pour permettre la réalisation ultérieure d'un atlas histologique et anatomique.

# CHAPITRE I - MATERIEL ET METHODE

## I. LE MATERIEL BIOLOGIQUE

Les tiques ont été obtenues soit par le biais d'éléments récoltés plus ou moins gorgés sur des animaux présentés à l'école vétérinaire, soit par prélèvement au drapeau selon la méthode décrite notamment par Perez-Eid [PEREZ-EID : 2009].

Les tiques ont ensuite été acheminées au laboratoires de parasitologies et les diagnostics ont été réalisés selon les clés données par Perez-Eid [PEREZ-EID : 2009] et par Estradaz-Peña [ESTRADA-PEÑA & col.: 2004].

30 tiques femelles d'Ixodes ont été utilisées pour cette étude.

8 ont été disséquées sous loupe binoculaire. 22 ont été fixées et ont été utilisées pour les coupes histologiques pour les études ultérieures. Sur ces 22 dernières, certaines ont été utilisées pour des mises au point de techniques. 13 tiques ont été utilisées pour réaliser des coupes sériées.

## II. METHODE

### **Dissection des tiques**

La dissection a été réalisée suivant la méthode décrite dans l'article de Edwards [EDWARDS & col.: 2009].

Les tiques sont préalablement placées dans une solution d'éthanol à 90° une à quatre heures avant la dissection.

Chaque tique est fixée dans une boîte de Petri par de la paraffine liquide qui en se refroidissant la maintient en place. De l'eau est alors ajoutée jusqu'à recouvrir la tique. La boîte de Petri contenant la tique est placée sous l'objectif d'une loupe binoculaire.

A l'aide d'un scalpel, l'idiosome est incisé le long de ses marges latérales. La partie alloscutum-scutum est alors rabattue précautionneusement en disséquant les éléments adhérents : muscles, cœur et trachées. On dégage ensuite les organes grâce à une dissection moussée. Les organes disséqués sont alors observés sous microscope optique.

Un ajout de bleu de méthylène à l'eau peut faciliter l'identification des différents éléments.

### **Méthode histologique**

Deux types de fixations ont été utilisés.

- Un premier lot de femelles a été fixé dans un bain d'Alcool à 90° et laissé dans cette solution plusieurs mois.
- Un second lot de femelles a été fixé dans un bain d'AFA (33 % d'alcool éthylique à 96°, 22% de Formaldéhyde à 11,5 % d'Acide acétique glacial et eau en q.s.p. 1 l) et stockées dans cette solution pendant plusieurs mois.

Les tiques sont ensuite déshydratées selon deux méthodes : une automatisée et une manuelle

La déshydratation automatisée fait intervenir l'automate de MICROM type carroussel «MYR» qui réalise les deux derniers bains de paraffine sous vide. C'est l'automate qui gère le transfert des lames d'un bain à un autre.

Son cycle de travail est le suivant : un bain d'alcool à 100° (15min), un bain d'OTTIX SHAPPER de chez «MICROM» parc du Chater 33 rue de Bellissen 69340 Francheville, référence : 02070078 (1 heure), une succession de huit bains d'OTTIX de chez «MICROM» parc du Chater 33 rue de Bellissen 69340 Francheville, référence : T 02070059 (avec des temps respectifs de 1h-1h-1h-1h30-2h-2h-2h30), et enfin deux bains de paraffine sous vide (1h30 chacun).

La déshydratation manuelle entraîne le transfert manuel entre les bains : les échantillons vont passer dans des bains d'éthanol de degrés croissants (70°/1h ; 90°/1h) ; puis dans trois bains d'éthanol absolu (100°/2h ; 100°/2h et 100°/2h à 12h). Les quatre premiers bains d'alcool se font sous agitation douce.

Enfin, les lames passent dans trois bains d'alcool butylique (butanol/24h ; butanol/24h et butanol/24h à plus). Entre chacune de ces solutions les cassettes sont égouttées par centrifugation douce dans l'essoreuse à salade. Le dernier bain d'alcool butylique est un liquide d'attente dont la durée peut être prolongée indéfiniment.

Enfin les cassettes passent dans deux bains de paraffine (2 fois 24h) à l'étuve à 60°C.

Il est recommandé de prolonger l'imprégnation par la paraffine 2 à 3 heures sous vide. Cette étape n'a pas été réalisée faute de moyens techniques.

L'inclusion des tiques débute par le positionnement de ces dernières dans des cassettes de chez «MICROM» en vue de leur coupe. Pour optimiser le rendement de la coupe, plusieurs tiques sont intégrées dans un bloc et un morceau de foie de la hauteur de la tique est incorporé dans la cassette.

Pour une coupe sériée selon le plan sagittal, la tique est préalablement coupée selon l'axe médian et les deux sections sont alors placées contre le fond de la cassette.

Pour une coupe sériée transverse, la tique est positionnée verticalement le rostre fiché vers le fond de la cassette.

Les cassettes sont alors placées dans les moules et la paraffine liquide à 60°C est versée dans ces derniers. Après refroidissement on obtient un bloc de paraffine contenant la tique.

De pinces chauffantes peuvent être utilisées pour corriger la position de la tique lors de son inclusion dans la paraffine.

Ensuite, le bloc de paraffine est placé dans un microtome HM 340 E microtome manuel de «MICROM» qui réalise des coupes de 5µm d'épaisseur. Les coupes du bloc sont récupérées et positionnées dans un bain marie à 37°C. Lorsque la quantité est suffisante, elles sont récoltées sur une lame de microscope.

Les coupes sont fixées sur cette lame dans une étuve selon un barème temps/température de : 12h/50°C ou de 1h/ 60°C.

Il est nécessaire de refroidir fréquemment le front de coupe du bloc sur la glace fondante, sous peine de perte de qualité des coupes.

La réhydratation des coupes est réalisée selon le protocole suivant : les lames sont placées sous hotte aspirante dans deux bains successifs de OTTIX (10 mn) puis un bain de OTTIX SHAPPER (2 mn). Les lames sont enfin positionnées dans un bain d'eau.

Pour la coloration des lames, quatre colorations ont été employées :

- coloration Hémalin-éosine
- coloration au Luxol phase blue : méthode de *Kluver Barrera*
- coloration de Perls
- coloration PAS (Acide périodique de schiff)

Ces méthodes de coloration sont décrites en annexe.

### **Observation**

Les lames ont été observées sous loupe binoculaire (Leica MUZ75) afin d'observer la lame entière au grossissement x20-x50 et sous microscope optique (Olympus CX-31) au grossissement x100-x 400.

La réalisation de coupes sériées associée à l'orientation des lames permet l'identification des organes. Les différentes colorations viennent se compléter et permettent une identification plus rapide.

### **Photographie**

La prise des photos a été réalisée à l'aide d'une Axiocam ERC55 pour les lames observées en microscopie optique et avec un Pentax K20D pour les lames observées sous loupe binoculaire. Elles ont été retravaillées ensuite avec un logiciel Paint.net afin de les éclaircir les redimensionner et les légènder.

# CHAPITRE II - RESULTATS

## I. METHODE

### **Dissection**

Celle-ci a été réalisée sur des tiques fraîches ou fixées à l'alcool à 90°C.

Il s'est avéré qu'une fixation préalable de 2-3 heures permettait de rigidifier légèrement la cuticule et favorisait ainsi sa section. L'absence de fixation rendait alors la perforation de la cuticule plus souple, ce qui avait tendance à abîmer les structures sous jacentes. Une fixation plus longue de 24h entraînait un déchirement des organes lors de la dissection mousse suivant la découpe du scutum car ces derniers étaient alors trop durs et cassants.

### **Coupe**

Lorsque la coupe n'est pas franche ou que le front de coupe est échaudé, un léger mouvement de la cuticule est possible qui vient cisailer les tissus plus fragiles adjacents.

La fixation à l'alcool à 90°C des tiques entraîne lors de la coupe une dureté plus importante et une perte de matériel plus importante que la fixation à l'AFA.

### **Coloration**

Quatre colorations ont été utilisées afin de comprendre la disposition des tissus. La coloration de Luxol a été choisie pour sa capacité à souligner le système axonal chez les mammifères. Cette coloration particulière du système nerveux n'a pas été retrouvé chez *I. ricinus* mais sa finesse de coloration nous a poussé à l'utiliser.

La coloration de Perls a été utilisée pour sa capacité à colorer les éléments ferriques. Mais cette caractéristique qui devait faciliter la différenciation du tube digestif n'a pas eu l'effet escompté, et la coloration peu fine envahissait l'ensemble du corps de la tique, nuisant à l'interprétation histologique.

La coloration à l'Hémalin-éosine est une coloration couramment utilisée pour les tissus histologiques des tiques.

Les observations des coupes histologiques associées aux dissections ont permis d'établir les descriptions morphologiques et histologiques des différents systèmes. Nous nous sommes limités à un grossissement de microscopie optique.

La topographie de la femelle *I. ricinus* qui est similaire chez les quinze individus étudiés est reprise schématiquement sur les figures 51 et 52.

Les figures sont regroupées à la fin de la partie résultats dans les planches comprenant les pages 139 à 160

## **II. L'APPAREIL DIGESTIF**

Du fait de notre mode opératoire, les pièces buccales ne sont pas souvent restées en place. Leur description comme celle de la morphologie externe ayant été l'objet de nombreux articles, nous commençons notre analyse du tube digestif par le pharynx.

### **A. Pharynx**

Cette structure ne diffère pas des descriptions d'Arthur [ARTHUR : 1943] effectuées chez *D.andersoni*, les alae sont par contre absentes chez *I.ricinus*.

#### ***a. Anatomie***

L'abouchement du pharynx se fait dès l'entrée des pièces buccales dans la basis capituli comme montré sur la figure 53. Sur le conduit oro-salivaire poursuivant le sillon de l'hypostome, le pharynx s'abouche ventralement. Ce conduit se poursuit pour aboutir au salivarium dont le plafond s'appuie sur la plaque sub-chélicérique. Le pharynx se prolonge ensuite et s'abouche à l'œsophage.

#### ***b. Histologie***

Le pharynx présente une lumière en triple Y ; cette disposition de la lumière a été rencontrée sur tous les individus observés.

L'histologie du pharynx révèle la présence d'une couche cuticulaire recouvrant un épithélium. Sur la lame basale de l'épithélium vient prendre appui le corps des muscles dilatateurs, entre lesquels s'immiscent les terminaisons des muscles constricteurs annulaires. Les muscles dilatateurs dorsaux ont pour origine la plaque sub-chélicérique. L'origine des muscles dilatateurs ventraux est la face interne de la cuticule ventrale de la basis capituli.

Le pharynx est englobé dans un sinus vasculaire. Nous n'avons pas pu confirmer la présence d'une valve pharyngienne évoquée par Arthur [ARTHUR : 1946].

### **B. Œsophage**

Son axe général est compris dans le plan sagittal.

#### ***a. Anatomie***

Le trajet de l'œsophage débute à la fin du pharynx. Ventral. Il pénètre dans le synganglion au niveau du pôle antéro-ventral, traverse obliquement et ressort du synganglion au niveau du pôle dorso-caudal. Il s'abouche alors au pro-ventricule. Le sinus péri-ganglionnaire enveloppe ses extrémités proximale et distale et la portion médiane de l'œsophage est en contact étroit avec le synganglion.

#### ***b. Histologie***

Son histologie comprend une couche de cuticule visible par réfringence en microscopie optique, un épithélium et une lame basale. Sur nos coupes, nous n'avons pas observé de cellule musculaire autour de l'œsophage.

## **C. Pro-ventricule**

Le pro-ventricule est représenté en grande partie sur la figure 54.

### ***a. Anatomie***

En forme d'entonnoir, Il est central et situé juste en arrière du synganglion. Au-dessus de lui, se positionne le trajet supposé de l'aorte et des muscles élévateurs et abaisseurs de la basis capituli. Ventralement, le pro-ventricule repose sur le bord caudal du sinus péri-ganglionnaire et sur le bord crânial du vestibule du vagin. Latéralement le pro-ventricule est encadré par les glandes salivaires droites et gauches.

### ***b. Histologie***

Son histologie comme présentée par Douglas [DOUGLAS : 1943] et sur la figure 55, est un épithélium uni-stratifié. Les cellules qui le composent évoluent progressivement du type cellulaire cubique de l'œsophage en un épithélium prismatique voisin de celui du ventricule. Cependant les cellules du pro-ventricule n'évoluent pas au cours du repas et de l'oviposition contrairement à celles du ventricule.

Cet épithélium repose sur une lame basale qui englobe des cellules musculaires.

## **D. Ventricule cæca**

L'origine du ventricule se situe au niveau du pro-ventricule et il se termine par un tube connectif le reliant au sac rectal. Les cæca rayonnent à partir du ventricule.

### ***a. Anatomie***

Le ventricule présente une position médiale et dorsale. Il est en contact étroit avec la cuticule. Seuls le cœur et l'aorte s'insèrent entre eux. L'ensemble ventricule- cæca recouvre l'ensemble des viscères par sa face ventrale.

La principale variation morphologique vis à vis des autres espèces correspond à la disposition des cæca présentant toujours cette symétrie axiale gauche-droite.

On observe trois cæca primaires : le cæcum antérieur, le cæcum postéro-latéral et le cæcum postéro-médial repris sur la figure 56.

**Le cæcum antérieur** se subdivise en :

- Un cæcum antéro-médial qui ne se subdivise pas, se dirigeant vers l'avant, au-dessus du pharynx
- Un cæcum antéro-latéral. En forme de E, il prend son origine quasiment au même point que le précédent. Il se positionne latéralement au cæcum antéro-médial.

La première branche du E a une direction antérieure.

La deuxième branche du E, a une direction antéro-latérale

La dernière branche du E a une direction latéro-ventrale et vient maintenir les



viscères en se glissant entre eux et la cuticule.

- Un caecum antéro-postérieur. Il a une direction oblique latéro-caudale puis s'infléchit légèrement et longe la cuticule jusqu'à atteindre la face ventrale de l'idiosome. Il suit alors une direction médialo-crâniale.

**Le caecum postéro-latéral** prend origine en arrière du ventricule juste en avant du sac rectal et a une direction latérale. Il longe la cuticule et se retrouve sur la face ventrale.

**Le caecum postéro-médial** est le plus long. Il s'étend quasiment jusqu'au bord postérieur du corps et s'abouche postérieurement au ventricule. Une fois le bord dorso-caudal atteint, il plonge en suivant la cuticule, passe sur la face ventrale de l'idiosome et continue son trajet crânialement jusqu'à être latéral au rectum.

### ***b. Histologie***

Le ventricule cæca est constitué par un épithélium uni-stratifié reposant sur une lame basale. Des cellules musculaires entourent cette lame basale par endroit.

Son histologie en microscopie optique évolue en fonction du stade de son repas sanguin. Du fait de notre méthode de recrutement nous avons pu observer différentes cellules digestives sur nos coupes, la figure 57 en présente le détail.

Nous observons les cellules digestives présentées par Agyei [AGYEI & RUNHAM : 1994] chez *R.appendiculatus* et *B.microplus*, notamment les cellules indifférenciées sessiles et les cellules digestives détachées. Les cellules digestives épuisées présentées par Agyei n'ont pas été visualisées.

Nous n'avons pu distinguer sur l'épithélium des cellules à vocation sécrétrice et encore moins de cellules basophiles.

## **E. Le sac rectal**

Il reçoit les déchets métaboliques du ventricule via un tube connectif observé lors de la dissection mais pas sur les coupes histologiques.

### ***a. Anatomie***

La forme du sac est indéfinissable, ne présentant pas de lobation particulière. Il est situé juste au-dessus de l'anus. Dans le plan médian, il est encadré par différentes portions d'organes.

Antéro-dorsalement il est en contact avec le bord postérieur du ventricule. Sinon il est en contact avec la cuticule. Latéralement il est englobé à des hauteurs différentes par les cæca postérieurs et l'ovaire. Sur le tiers supérieur dorsal, il est encadré latéralement par le caecum postérieur médial. Son tiers moyen et sa face caudale sont en contact avec l'ovaire. Enfin son tiers ventral est en contact avec le caecum postéro-médial après que ce dernier se soit infléchi et se retrouve sur la face ventrale.

La face crâniale du sac est en contact avec l'oviducte commun de l'appareil reproducteur.

### ***b. Histologie***

Son histologie est très similaire aux descriptions chez les autres espèces : un épithélium mince qui s'étire et s'amincit sous l'effet de son contenu. Sur les coupes histologiques réalisées le contenu est très cristallin.

Cet épithélium repose sur une lame basale et ne présente pas de couche musculaire qui aurait permis une éventuelle contraction comme on peut le constater sur la figure 58.

## **F. Les tubes de Malpighie**

Cet élément du tissu excréteur n'a pas été mis en évidence sur les coupes histologiques de manière certaine. Aucun «tuyau» avec une histologie similaire au sac rectal n'a pu être observé sur les coupes histologiques. Lors des dissections des tiques à jeun nous n'avons pas pu les différencier des trachées.

## **G. Le rectum et l'ouverture anale**

Sur la figure 58 on observe un faisceau musculaire en-dessous du sac rectal, partie de muscle postéro-médial présenté plus loin. Le sac rectal s'abouche au rectum qui s'abouche sur les plaques anales.

On peut observer la structure histologique du rectum, il présente une couche de cuticule recouvrant le même épithélium du sac rectal.

Des muscles ayant pour terminaison l'anneau chitineux des plaques anales se fixent sur les parois du rectum. Ces muscles sont positionnés tout autour du rectum.

Les plaques anales sont deux éléments cuticulaires telles qu'elles ont été décrites plus haut (L'idiosome [PEREZ-EID : 2009 : KRANTZ : 1971]), elles s'articulent à l'anneau chitineux avec une sorte de membrane acellulaire dont nous voyons la section sur la figure 58.

## **III. LES GLANDES SALIVAIRES**

Organes pairs, leur disposition selon l'axe médial du corps est symétrique. Formées du salivarium, des canaux salivaires et des acini, elles s'insinuent entre les muscles marginaux.

### **A. Le salivarium**

Postérieurement à l'entrée du pharynx sous la plaque sub-chélicérique se positionne un espace qui correspond pour nous au salivarium comme le montre la figure 53.

Les canaux salivaires principaux droit et gauche s'y abouchent mais nous ne pouvons conclure quant à la présence de striation qui empêcherait le reflux de salive. A partir de leur abouchement au salivarium, ces canaux se dirigent selon une direction latéro-postérieure et se ramifient. Sur les différentes ramifications s'insèrent les acini. Nous pouvons observer leur disposition sur la figure 59.

## **B. Les canaux salivaires et les acini**

### ***a. Anatomie***

La glande salivaire est composée de canaux salivaires qui se ramifient sur lesquels s'abouchent les acini. Cet ensemble présente une organisation similaire à une grappe de raisin, les grains de raisins étant les acini et les tiges les différents canaux salivaires. Cet ensemble occupe un espace important que nous situons comme il suit :

- Les glandes salivaires débutent après le bord caudal du pharynx.
- Elles sont les organes qui occupent l'espace latéral de la partie idiosomale antérieure au stigmate.

Latéralement, « la grappe de raisin » est en contact avec les bords marginaux de la cuticule. Le cæcum antéro-postérieur est le seul cæcum qui les sépare par endroit de la cuticule.

La face médiale de la grappe est en contact avec différents organes. De l'avant vers l'arrière, cette face est en relation avec le synganglion puis avec le vagin. Nous les retrouvons sur les figures 51 et 52 résumant la topographie.

Les glandes salivaires s'étendent jusqu'au niveau des stigmates et jusqu'au bord latéro-crânial du sac rectal. Les différents groupes de muscles marginaux traversent cette masse glandulaire.

### ***b. Histologie***

Les canaux sont constitués d'un épithélium reposant sur une lame basale. Ils sont rigidifiés par la présence d'une couche de cuticule recouvrant l'épithélium et qui présente une striation similaire à celle du taenidium des trachées.

Dans ces canaux se déversent les sécrétions de nombreux acini. Nous avons pu différencier trois sortes d'acini grâce à la coloration au PAS qui sont représentés sur les figures 61 et 62 et 63. La figure 60 reprend la disposition des acini vis à vis du canal salivaire primaire.

Le premier type correspond aux acini I. Ils sont similaires à la description de Meredith [MEREDITH & KAUFMAN : 1973].

Ils sont localisés sur la partie crâniale de la glande.

Ils s'abouchent directement sur les canaux salivaires principaux et ne présentent pas de valve. Leur histologie révèle des cellules bordant une lumière centrale qui communique directement avec le canal salivaire. Des cellules coiffent le sommet de l'acinus.

Les acini de type II suivent également la description de Meredith [MEREDITH & KAUFMAN : 1973].

Ils sont organisés en lobules autour d'un canal salivaire lobulaire. Chaque acinus présente une valve l'isolant du canal salivaire lobulaire et des vacuoles granuleuses.

Ces acini se localisent en périphérie du canal salivaire primaire, englobant ainsi la masse d'acini I et sur la partie caudale de la glande. Ils semblent constituer la majeure partie de la glande sur nos lames.

La lumière de l'acinus est séparée du canal lobulaire par une valve cuticulaire qui se poursuit en un fin canal rejoignant le canal alvéolaire. Ce canal est tapissé de cuticule mais semble toutefois souple.

Ce fin canal est bordé de cellules imposantes présentant un noyau acidophile et un cytoplasme acidophile finement granulé. Le reste de l'acinus est constitué par une population cellulaire homogène correspondant aux cellules de type c de Coons. [COONS & ROSHDY: 1973]

Le type III observé correspond aux descriptions morphologiques de Coons [COONS & ROSHDY: 1973]

Ces acini dénommés ici acini III sont situés sur la périphérie de la glande englobant la masse d'acini de type II. Toutefois la structure histologique de l'acinus III voisine du type II, est masquée par la présence de fortes granulations acidophiles occupant la majorité de l'espace cellulaire. Ils présentent une valve séparant leur lumière interne de celle du canal lobulaire. Les cellules de type e bordant le fin canal présentent un cytoplasme massivement envahi par des granules acidophiles masquant leur noyau. Les cellules formant le pôle apical de l'acinus correspond au type cellulaire f de Coons.

## **IV. LE SYSTEME RESPIRATOIRE**

Ce système est composé des stigmates, des trachées et des trachéoles. Les stigmates correspondent à la description de Pugh chez *I. ricinus* étudié en microscopie électronique [PUGH & col.: 1988] et leur composition est reprise sur la figure 63.

### **A. Les stigmates**

#### ***a. Anatomie***

La plaque stigmatique criblée d'ouvertures débouche sur des chambres primaires. Un réseau de chambres secondaires se place juste à côté de ces dernières. Ce réseau est en relation avec l'espace sous-ostial. Cet espace est séparé de l'espace atrial plus profond par un repli de la paroi. Cependant l'étude de ce repli qui semble agir à la manière d'une valve n'a pas permis de montrer la présence d'éléments musculaires qui l'actionne. La figure 10 reprend la disposition des stigmates.

De l'espace atrial, partent les trachées qui se subdivisent en trachées de diamètre inférieur jusqu'à devenir des trachéoles.

#### ***b. Histologie***

L'histologie du stigmate se sépare en deux éléments : une partie cuticulaire et une partie

épithéliale/cellulaire observable sur la figure 64.

#### **Partie cuticulaire :**

Les chambres et le réseau de chambres secondaires présentent des parois cuticulaires comme le montre la figure 64. Les chambres primaires ont une en forme de cloche inversée. Cette couche cuticulaire est portée par l'épiderme.

La couche cuticulaire qui est présente tout le long du système respiratoire s'amincit et vient tapisser les parois de l'espace sous-ostial et de l'atrium.

#### **Partie cellulaire :**

Elle est formée d'un épithélium cubique dont les cellules sont similaires aux cellules de l'épiderme et repose sur une lame basale. Dans cet épithélium, en-dessus de chaque chambre primaire, se positionnent des cellules glandulaires communiquant avec les chambres primaires en un fin canal.

### **B. Les trachées et les trachéoles**

Nous avons été dans l'incapacité de déterminer le nombre de troncs trachéaux issus des atrioms. A la dissection, les trachées se retrouvent dans tous les organes et on a tendance à les cisailier lors de leurs dissections.

Elles présentent une couche cuticulaire en continuité avec celle du stigmate recouvrant les apex des cellules d'un épithélium reposant sur une lame basale.

La couche cuticulaire présente une striation comme l'a décrit Sonenshine [SONENSHINE : 1991] nommée taenidium et est représentée sur la figure 65.

## **V. LE SYSTEME VASCULAIRE**

Nous avons pu visualiser sur les coupes et à la dissection le sinus péricardique, le cœur, l'aorte, le sinus péri-ganglionnaire, les sinus pharyngiens et enfin les vaisseaux artériels podaux.

Toutefois ces structures sont fragiles et sont rarement laissées en place par le microtome.

#### ***a. Anatomie***

Ainsi, le sinus péricardique est localisé au dessus du ventricule à la hauteur de la jonction oviducte commun-vagin cervical comme le montre la figure 66. Il présente une structure acellulaire membraneuse.

Nous n'avons pas pu suivre le trajet de l'aorte. Nous la retrouvons au niveau de son abouchement sur le sinus péri-ganglionnaire. Elle est rostrale à la sortie de l'œsophage du synganglion représenté sur la figure 66.

Le sinus péri-ganglionnaire englobe le synganglion et se finit caudalement juste avant le pro-ventricule comme le montre la figure 54.

Rostralement, le sinus péri-ganglionnaire se poursuit en un sinus entourant le pharynx et un sinus crânio-dorsal se dirigeant vers les chélicères. Nous n'avons pas été en mesure d'observer d'autres sinus rostraux.

Ventralement, le sinus péri-ganglionnaire donne naissance à quatre paires de vaisseaux artériels podaux qui atteignent les coxae mais nous n'avons pas pu visualiser s'ils s'arrêtent à ce niveau.

### ***b. Histologie***

La membrane acellulaire du sinus péri-ganglionnaire est composée par des éléments fibrillaires formant une sorte de matrice étanche par leur enchevêtrement. L'observation d'éléments musculaires traversant ce sinus n'a pas été possible.

Le sinus pharyngien et les vaisseaux artériels ont la même structure histologique que le sinus péri-ganglionnaire.

La phase liquide du système circulatoire n'a pas été étudiée.

## **VI. LE SYSTEME REPRODUCTEUR**

Il comprend l'ensemble des organes génitaux, des aires poreuses et l'organe de Géné.

### **A. Les organes génitaux femelles**

Ils ont été bien décrits par Roshdy [ROSHDY : 1969] comme détaillé dans la partie bibliographique sur la figure 35, on retrouve également les rapports du système reproducteur sur les figures 67 et 69.

#### ***a. Anatomie***

L'ovaire unique est en forme de fer à cheval, les branches du fer dirigées antérieurement. Sur nos tiques gorgées, l'ovaire dans sa portion la plus caudale du fer à cheval est pris en sandwich dorso-ventralement, par le cæcum médio-postérieur dorsalement et par le repli de ce même cæcum ventralement. Cette même portion de l'ovaire est en rapport crânialement avec le sac rectal.

Il s'abouche à chacune de ces extrémités à un oviducte.

Cet abouchement n'a pas été observé sur nos coupes mais au cours de nos dissections.

Issus de l'extrémité de l'ovaire ils rejoignent l'oviducte commun en suivant une direction caudale, parallèle à la cuticule ventrale. L'abouchement des deux oviductes se fait au pôle caudal de l'oviducte commun.

L'oviducte commun débouche par l'intermédiaire d'un tube connectif dans le vagin cervical.

Les glandes tubulaires accessoires s'insérant entre la partie cervicale et la partie vestibulaire du vagin permettent de les différencier. Le vestibule du vagin s'abouche à l'extérieur et

constitue ainsi l'ouverture génitale. Cette dernière est occluse par une excroissance cuticulaire positionnée en amont qui vient la recouvrir.

L'ensemble vagin-oviducte commun a une disposition ventrale. Il est en contact avec la cuticule, mais n'étant maintenu que par l'ouverture génitale, il flotte dans l'hémolymphe et ses rapports se modifient facilement. Les stigmates et leurs troncs trachéaux se situent en arrière de l'oviducte commun.

## ***b. Histologie***

### **L'ovaire**

Il est représenté en coloration PAS par des grosses cellules aux cytoplasmes acidophiles et aux bords arrondis : les oocytes. Ces cellules sont liées entre elles par un épithélium reposant sur une membrane basale.

L'ovaire présente un sillon longitudinal sur sa face interne où l'on observe une différence de taille et de forme des oocytes en fonction de leur éloignement à ce sillon. Les oocytes les moins développés sont les plus proches du sillon comme le montre la figure 68.

### **Les oviductes**

Tubes effilés dont des parois sont constituées d'un épithélium cubique reposant sur une membrane basale, leur lumière peut être encombrée par un liquide très acidophile correspondant au sperme issu d'un accouplement précédent.

### **L'oviducte commun**

Il a des parois plus épaisses pouvant être distendues sous l'effet du contenu du spermatophore. Nous n'avons pas observé de dissymétrie des parois de l'oviducte entre la partie dorsale et la partie ventrale au niveau de l'insertion des oviductes, n'ayant pas pu obtenir de coupe de la zone d'insertion des oviductes sur l'oviducte commun.

La paroi est formée par un épithélium et sa membrane basale englobée par une couche musculaire. Au niveau du tube connectif, joignant l'oviducte commun et le vagin, cette couche musculaire est plus épaisse et la lumière est quasiment collabée comme on l'observe sur la figure 70. Une couche cuticulaire recouvre l'épithélium.

### **Le vagin**

Il présente une couche de cuticule en relation avec l'extérieur. Celle-ci repose sur un épithélium s'appuyant sur sa membrane basale. La surface de cette dernière, en contact avec l'hémolymphe, présente un entrelac de cellules musculaires.

On peut observer facilement au cours de la dissection les glandes tubulaires accessoires. Les glandes lobulaires accessoires n'ont pas été observées sur nos dissections de tiques à jeun car à l'affût.

Toutefois la figure 71 montre des replis cuticulaires importants dans la partie vestibulaire du vagin. Ces replis pourraient correspondre à une ramification de glandes lobulaires accessoires.

## **B. Les organes annexes**

### ***Les aires poreuses***

Elles sont visibles sur la section sagittale des figures 53 et 72 : la cuticule est traversée par de multiples pores en-dessous desquels se trouve un tissu conjonctif coincé entre la cuticule et le fourreau externe des chélicères.

### ***L'organe de Géné***

Non observé lors de son extériorisation, son anatomie se rapporte uniquement à sa position au repos. Il communique avec l'extérieur via le pli du camérostome, cette zone de jonction entre la basis capituli et l'idiosome.

Son axe général se trouve sur le plan sagittal. L'organe de Géné est en rapport dorsalement avec la cuticule. Ventralement, il s'appuie sur la base bulbair des chélicères. Cette dernière contient les corps charnus des muscles extenseurs et fléchisseurs des doigts.

Enfin, latéralement, il se loge entre les insertions des muscles extenseurs de la basis capituli. Le sac de l'organe se termine à la hauteur du synganglion.

Son histologie est peu visible sur nos coupes, la figure 72 étant la plus représentative. Il s'agit d'un sac inversé épithélial contenant des sécrétions dans sa lumière. Des portions musculaires semblent également exister.

## **VII. LE SYSTEME NERVEUX**

Son étude se limite dans ce travail aux coupes histologiques du synganglion, les nerfs étant que trop rarement présents sur les différentes sections. Seuls les huit nerfs podaux ont pu être suivis avec un minimum de précision. Chacun de ces nerfs est entouré par un vaisseau artériel. Nous sommes arrivés à les suivre jusqu'à l'entrée de leur coxa respective nous n'avons pas vu de L.S.O. (lateral segmental organs).

### **Synganglion**

Le synganglion est entouré d'un sinus péri-ganglionnaire et est traversé par l'œsophage à sa sortie du pharynx. Il est positionné dans un espace limité dorsalement par les chélicères, latéralement par les glandes salivaires et les muscles marginaux. Son bord ventral est bordé par le repli ventral des caeca antéro-postérieurs droit et gauche. Caudalement il est limité dans son expansion par le vestibule vaginal et le développement du ventricule. La figure 73 montre ces rapports en coupe transverse.

Notre étude n'a pas été assez précise sur son histologie et son anatomie. Les figures 74 et 75 montrent certains éléments de détails.

Toutefois, on peut affirmer que l'œsophage s'infléchit avant et après le synganglion mais pas



lors de sa traversée contrairement à certaines figures d'auteurs, qui dessinent une inflexion de l'œsophage dans le synganglion. Les ganglions podaux sont volumineux et sont reconnaissables facilement. Sur une section parallèle au plan sagittal ils ont une forme piriforme alors que sur une section plane leur forme est plus rectangulaire.

## **VIII.LE SYSTEME MUSCULAIRE**

Nous allons reprendre les muscles du corps de la tique. Nous les nommerons selon la nomenclature de Douglas [DOUGLAS : 1943]. On peut souligner une modification des rapports selon l'état d'engorgement de la tique.

### **A. Les muscles de la basis capituli**

Les muscles extenseurs et fléchisseurs de la basis capituli présentent les mêmes terminaisons et origines que celles décrites par Douglas [DOUGLAS : 1943].

Les muscles des chélicères qui prennent appui sur la base bulbaire des chélicères se terminent en des fibres irradiantes en arc de cercle. Chacune se termine sur l'arc de cercle interne du bord du scutum.

### **B. Les muscles marginaux antérieurs**

Ils sont pairs au nombre de quatre groupes. Chaque groupe comprend un muscle et son muscle ipsilatéral.

Leurs terminaisons sont situées sur les marges les plus médiales des cavités coxales. Ces groupes de muscles sont nommés différemment suivant la coxa sur laquelle ils se terminent.

Leur direction se trouve dans un plan parallèle au plan sagittal tout en suivant un axe oblique ventro-dorsal, leur origine étant postérieure à leur terminaison.

Ces muscles ont tendance à compartimenter l'anatomie interne de la tique. Ils forment ainsi des cloisons musculaires encadrant le synganglion et repoussent les cæca antérieurs latéraux sur les bords de la tique comme le révèle la figure 76.

Nous visualisons tout leur trajet, cependant leur point d'origine ne semble pas être distinguable extérieurement.

### **C. Les muscles génitaux**

Nous n'avons observé que les muscles antérieurs génitaux.

Ils s'insèrent latéralement à l'ouverture génitale et présentent une direction oblique encadrant le vestibule vaginal. Leurs origines n'ont pas pu être déterminées mais elles sont postérieures aux origines des muscles chélicéaux.

## **D. Les muscles postérieurs dorsaux-ventraux du corps**

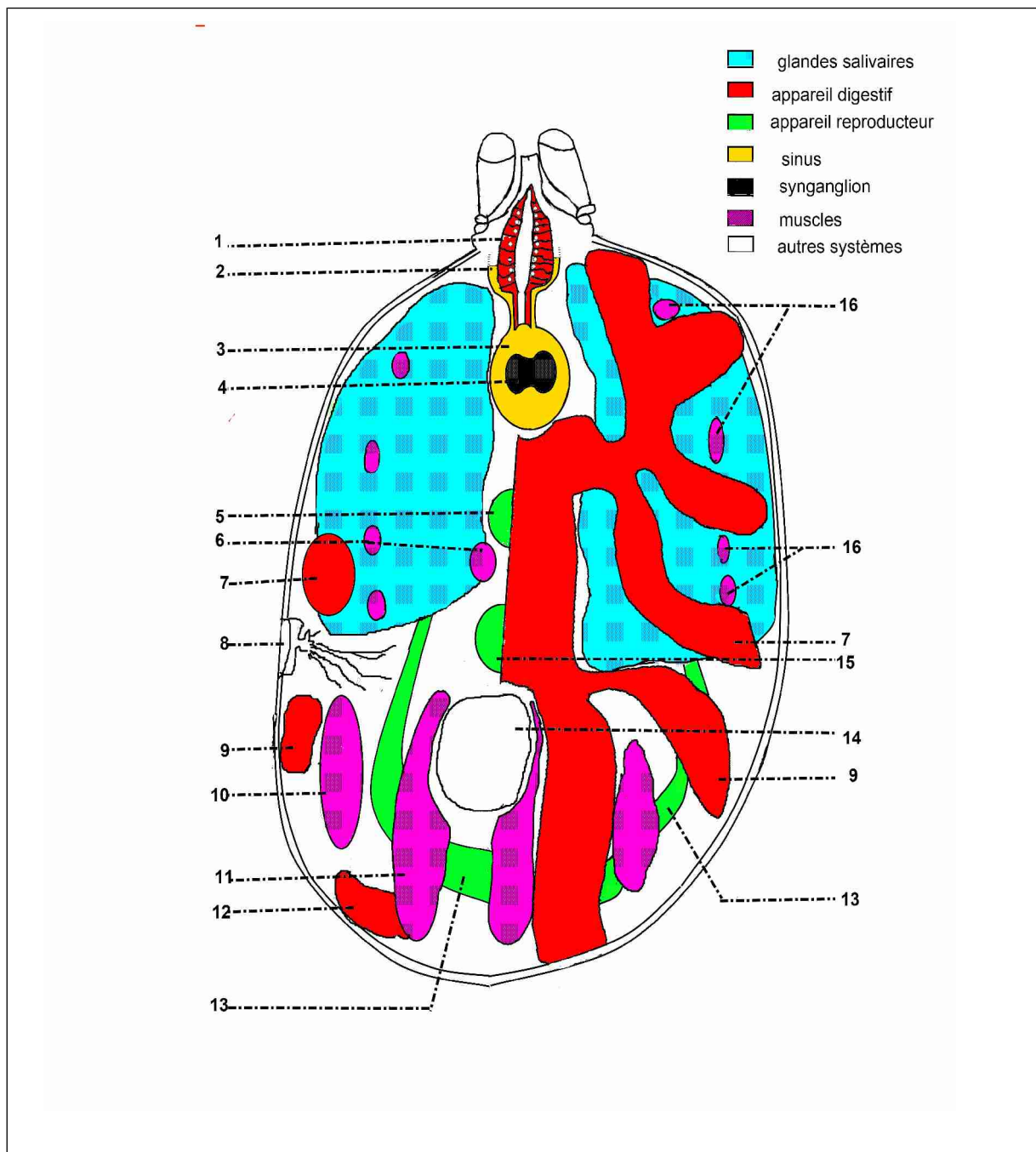
Ils s'insèrent à la hauteur de l'anus dans la partie postérieure de l'idiosome.

### ***a. Les muscles postéro-accessoires***

Visibles extérieurement, leur terminaison correspond à la face interne des sillons génitaux antéro-latéralement à l'anus. Ils ont pour origine la face interne des deux sillons marginaux comme le montre la figure 77.

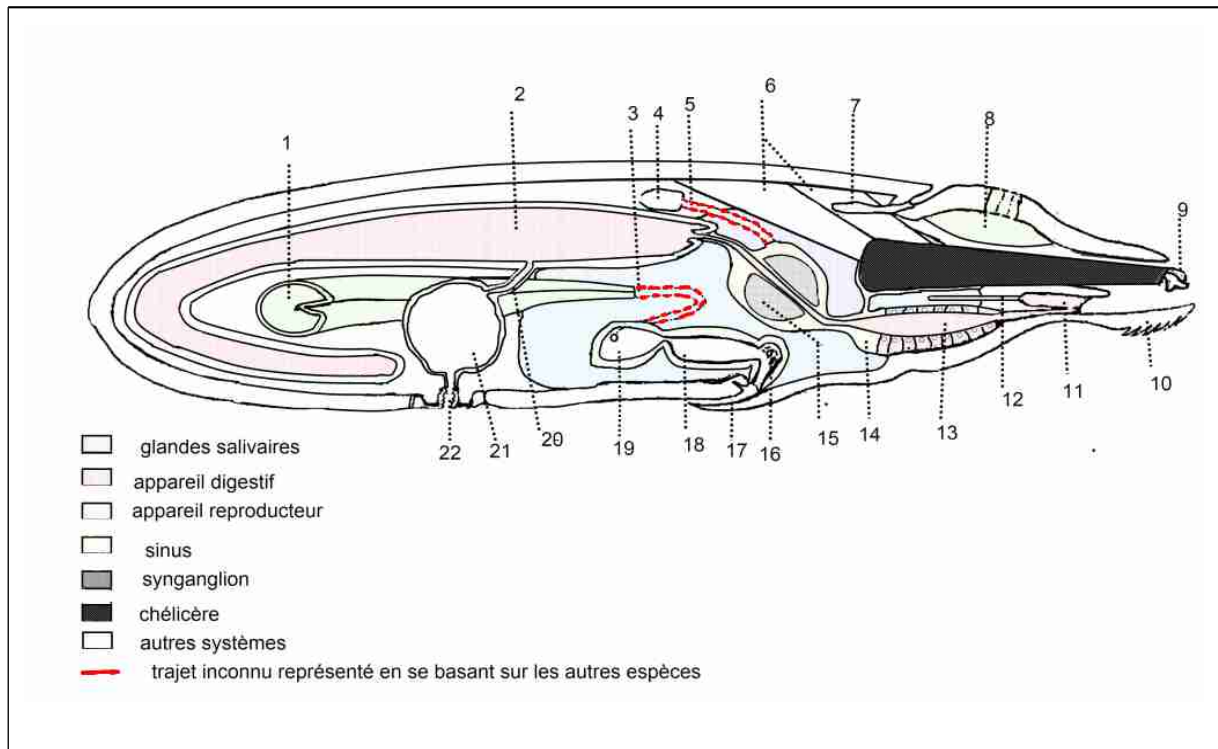
### ***b. Les muscles postéro-médiaux***

Ils divergent peu l'un par rapport à l'autre. Leurs origines sont médiales à celles des muscles postéro-accessoires. Les fibres musculaires sont quasiment juxtaposées au plan sagittal et leur terminaison est commune en arrière de l'anus. La figure 78 en donne un aperçu.



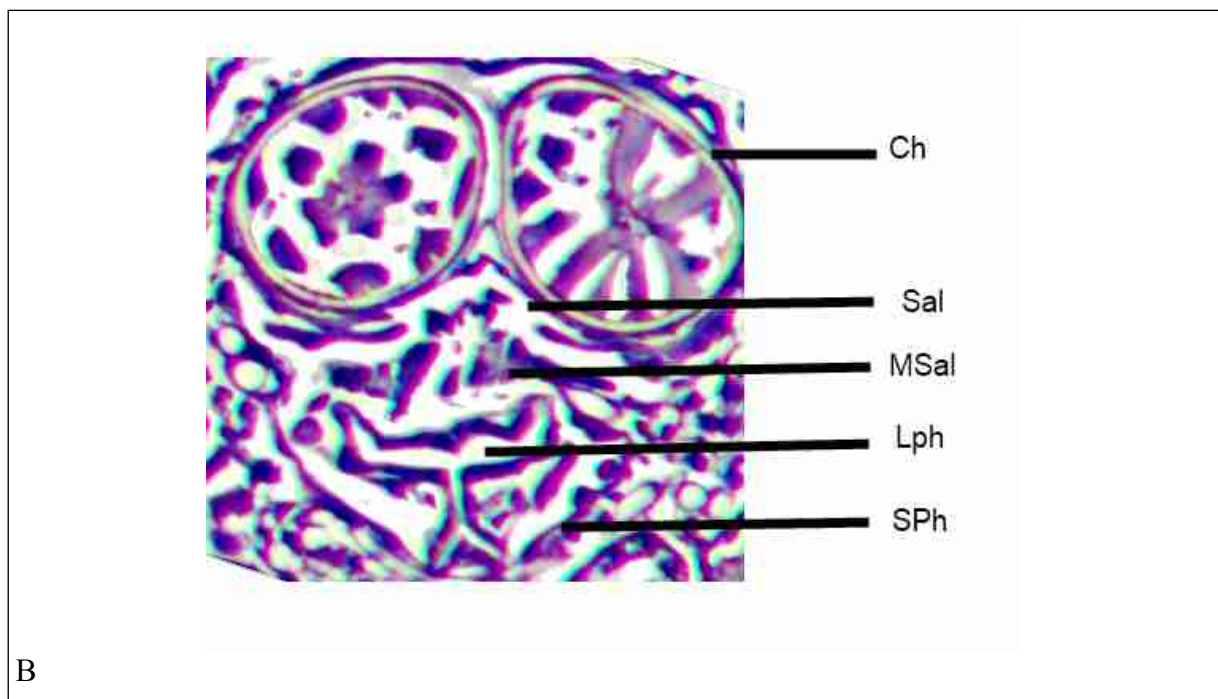
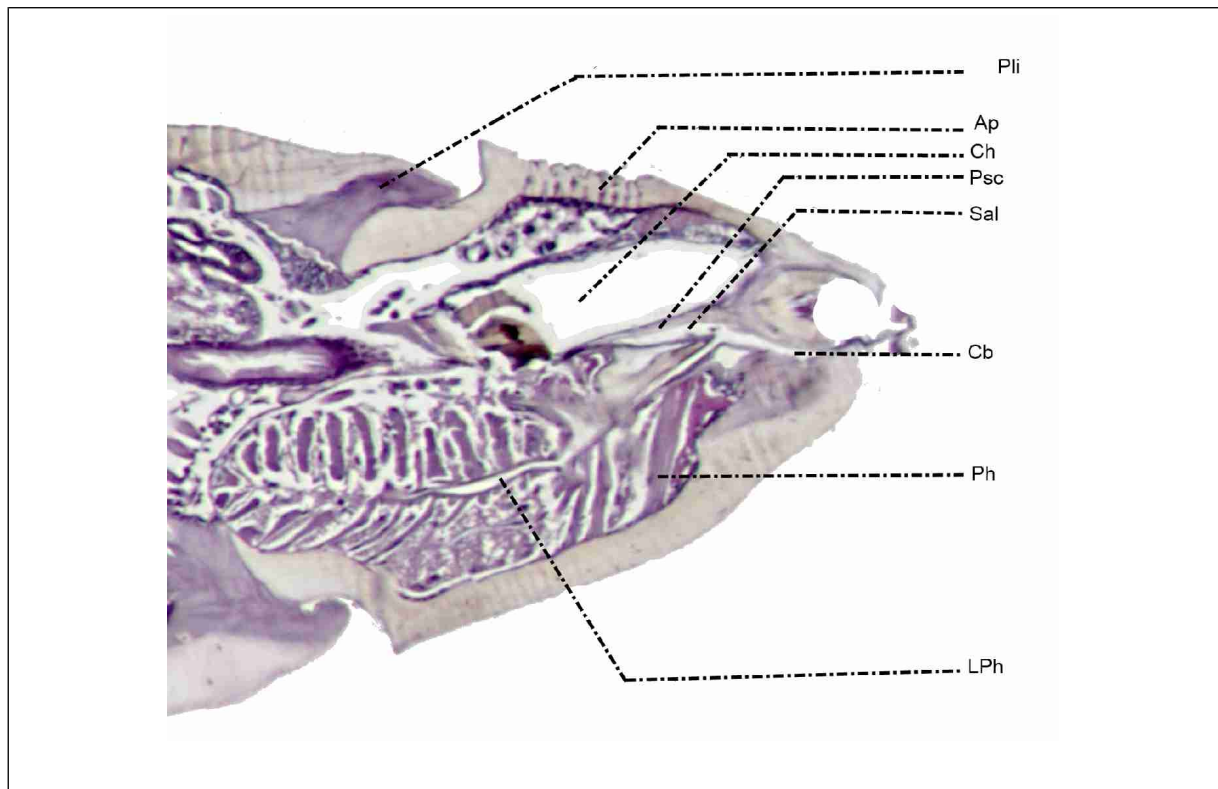
**Figure 51 : schéma en vue dorsale de la topographie des différents organes chez *Ixodes ricinus*.** Le cœur et l'aorte ne sont pas représentés.

1 : pharynx ; 2 : sinus pharyngien ; 3 : sinus péri-ganglionnaire ; 4 synganglion ; 5 : vestibule du vagin ; 6 muscle antérieur génital ; 7 : cæcum antéro-postérieur ; 8 stigmaté ; 9 : cæcum postéro-latéral ; 10 muscles postéro-médiaux ; 11 : muscles postéro- accessoires ; 12 : caecum postero-médial ; 13 ; ovaire ; 14 : sac rectal ; 15 oviducte commun ; 16 : muscles marginaux antérieurs



**Figure 52 : schéma en coupe sagittale de la topographie des différents organes chez *L. ricinus*.**

1:ovaire; 2:ventricule-caeca ; 3 oviducte ; 4 : cœur ; 5 : aorte;6 : muscles extenseur et fléchisseur de la basis capituli;7 : organe de Géné;8 : aires poreuse et glande associée;9 : doigt des chélicère ; 10hypostome ; 11 salivarium ; 12 : canal salivaire principal;13 : pharynx;14 : sinus ; 15 : synganglion;16 glande lobulaire accessoire;17 : ouverture génitale;18 : vagin ; 19 oviducte commun ; 20 : tube connectif ; 21 sac rectal ; 22 : anus

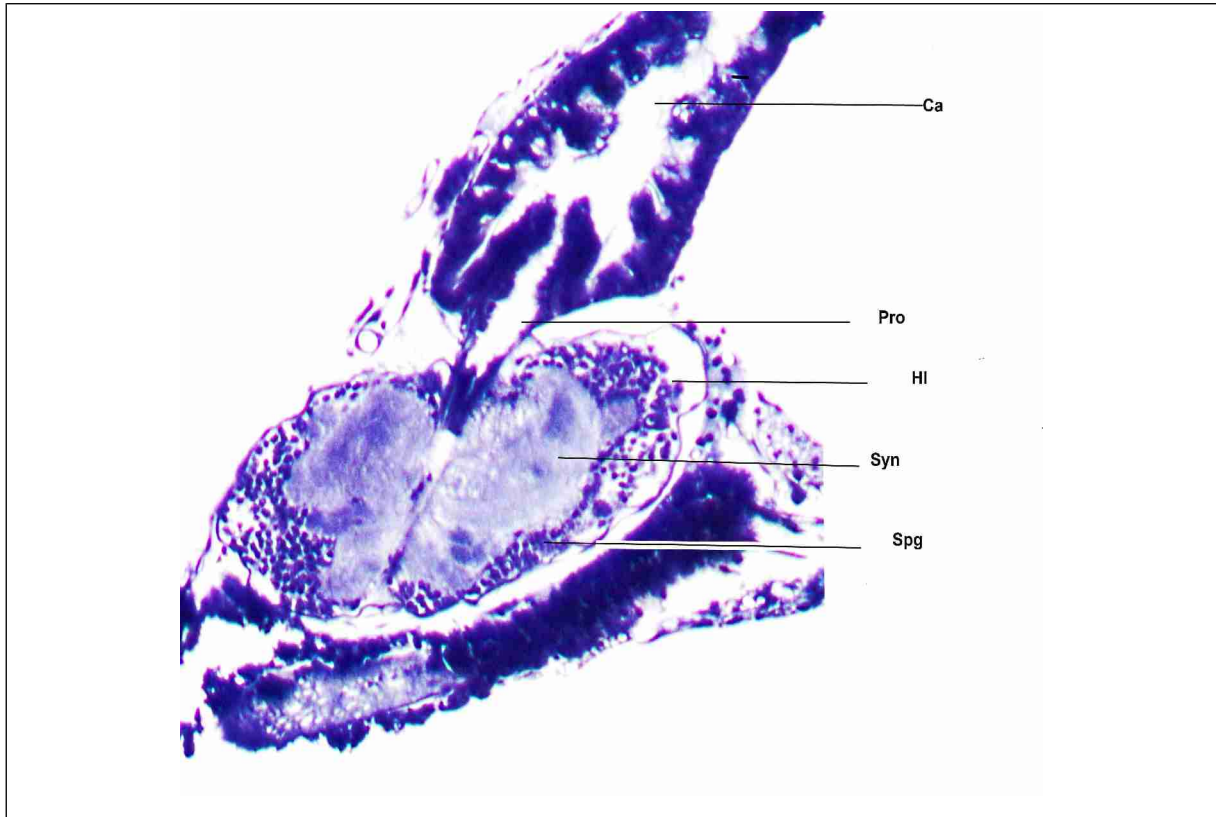


B

**Figure 53:photographie du pharynx et de ses rapports observé à la loupe binoculaire.Coloration PAS :**

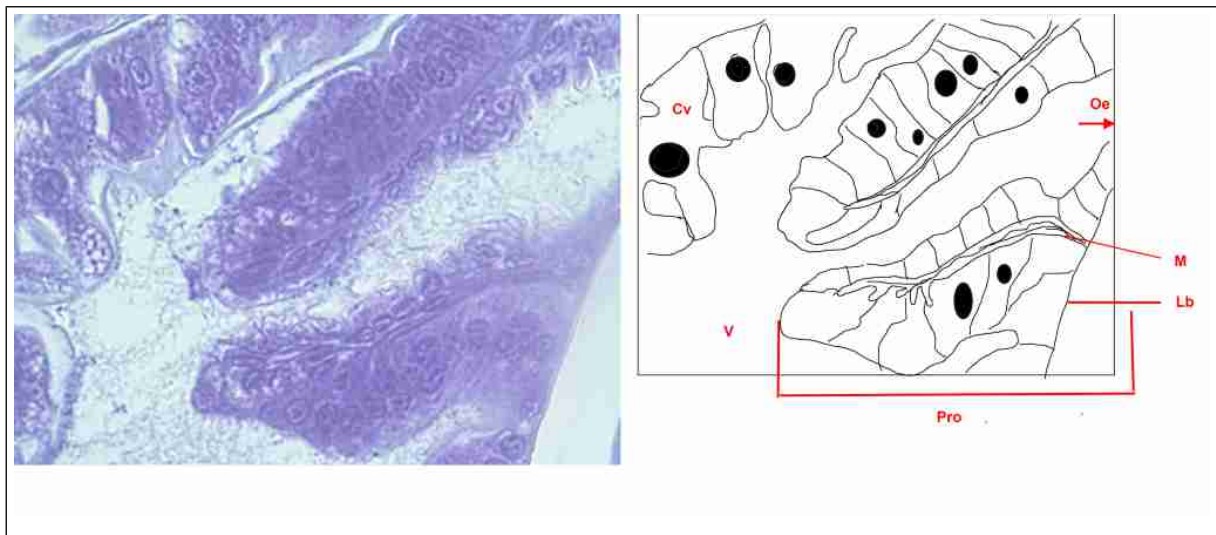
**A** : en coupe sagittale(x4). **B** : en coupe transverse (x5)

Ap : aires poreuses et glande sous-jacente ; Cb : canal buccal ; Ch : chélicère ; Lph : lumière du pharynx ; Ph : pharynx et muscles associés ; Pli : pli du camérostome ; Psc : plaque sous chélicérale ; Sal : salivarium ; ;SPh : sinus pharyngien.



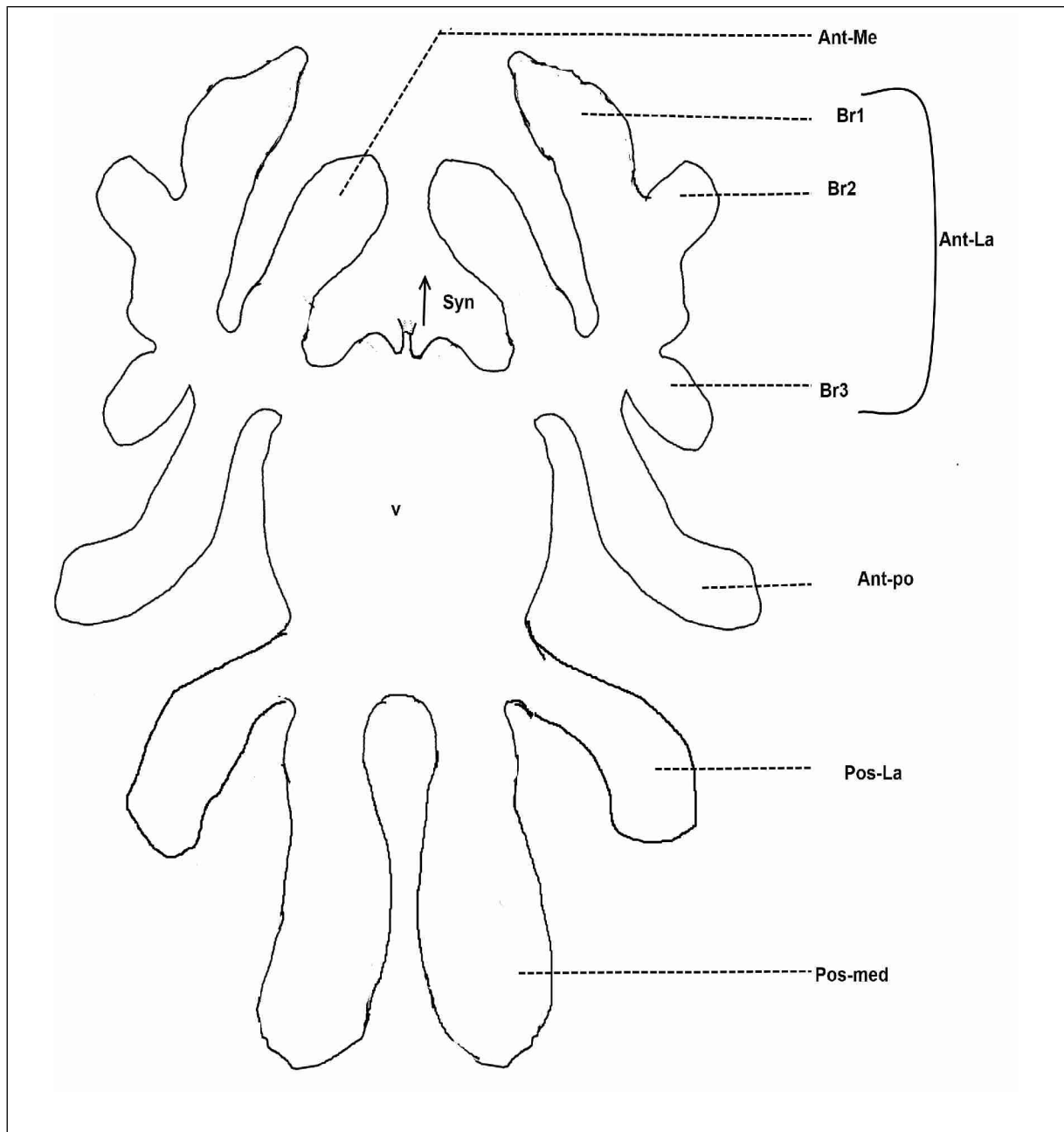
**Figure 54 : photographie d'une section médiale montrant le trajet de l'œsophage au travers du synganglion et son abouchement au pro ventricule sous loupe binoculaire. Coloration Luxol (x5)**

Ca:ventricule-caeca ; HI : Hémolymph;Pro : pro-ventricule ; Spg : sinus péri-ganglionnaire ; Syn : synganglion



**Figure 55 : photographie et dessin d'observation du pro ventricule en section médiale observé grâce au microscope optique . Coloration Luxol (x40)**

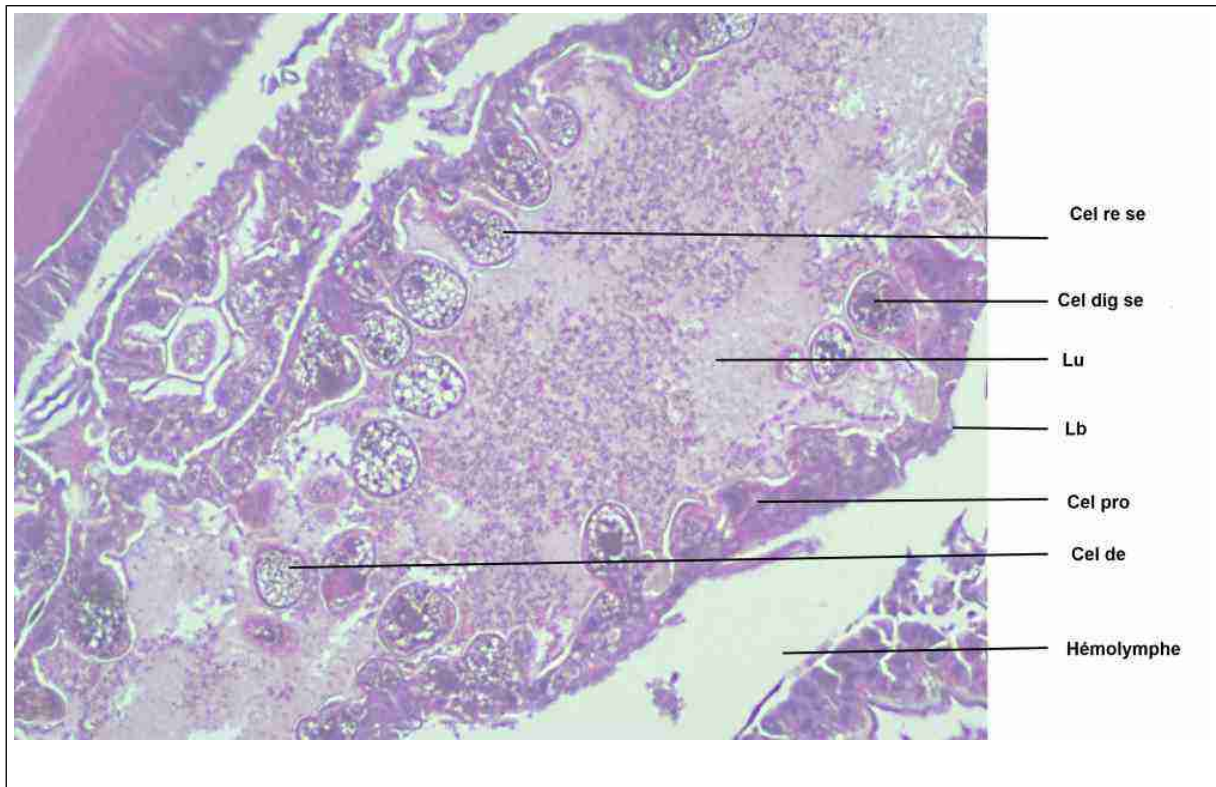
Cv : cellules du ventricule (digestive); Lb : lame basale ; M : fibre musculaire ; Oe : œsophage ; pro : pro-ventricule ; V : ventricule



**Figure 56 : schéma représentant la division du ventricule et ces caeca d'*I. ricinus***

Ant-Me : caecum antéro-médial; Br1-Br2-Br3 : branche 1-2-3 du caecum Antéro-latéral ;  
 Ant-La : caecum antéro-latéral ; Ant-pos : caecum antéro postérieur ; Pos-La : caecum  
 postérieur latéral ; Pos-med:caecum postérieur médial:Syn : synganglion : v : ventricule

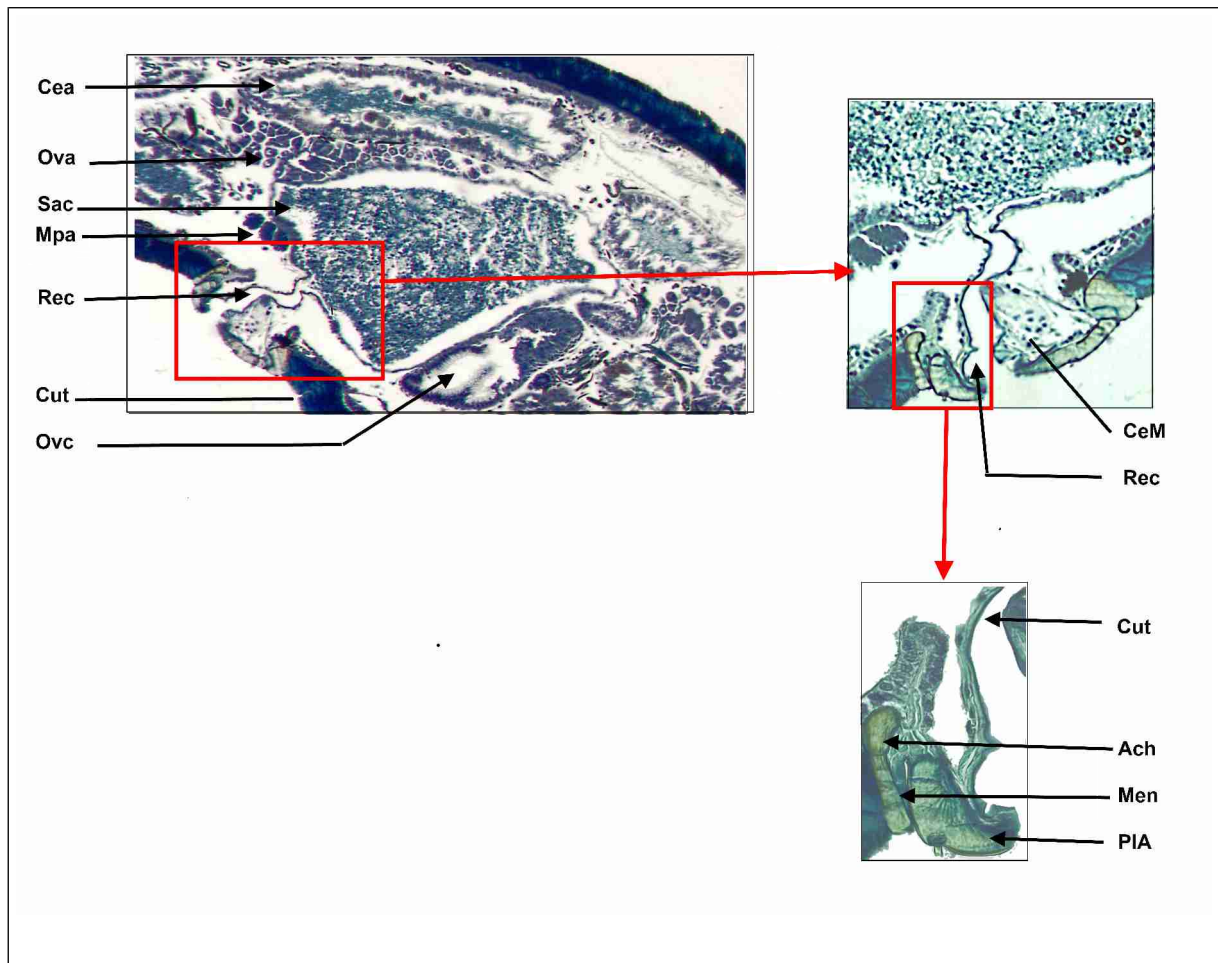




**Figure 57 : histologie de la paroi intestinale selon une coupe frontale observée en microscopie optique. Coloration Hémalin-éosine(x40)**

Cel de : Cellule digestive détachée ; Cel dig se: cellule digestive sessile ; Cel pro : cellule pro-digestive ; Cel re se : cellule digestive résiduelle et sessile; Lb : lame basale ; lu : lumière ;

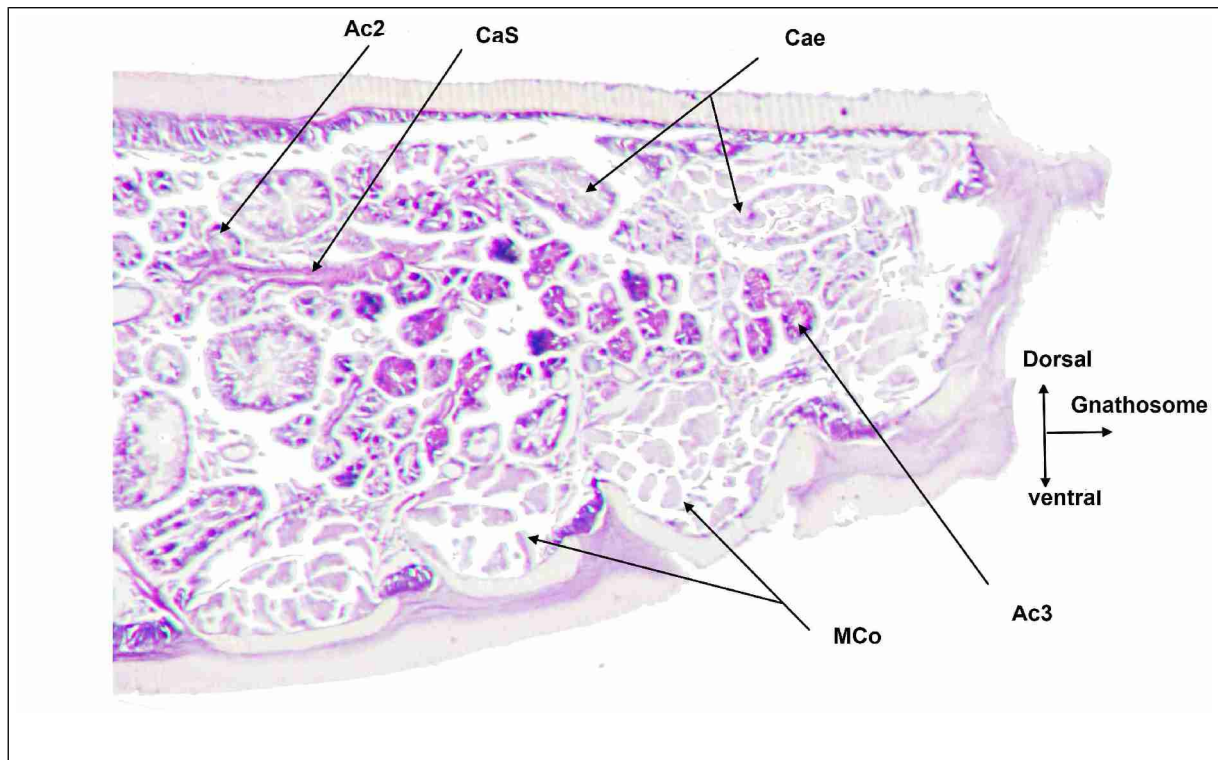




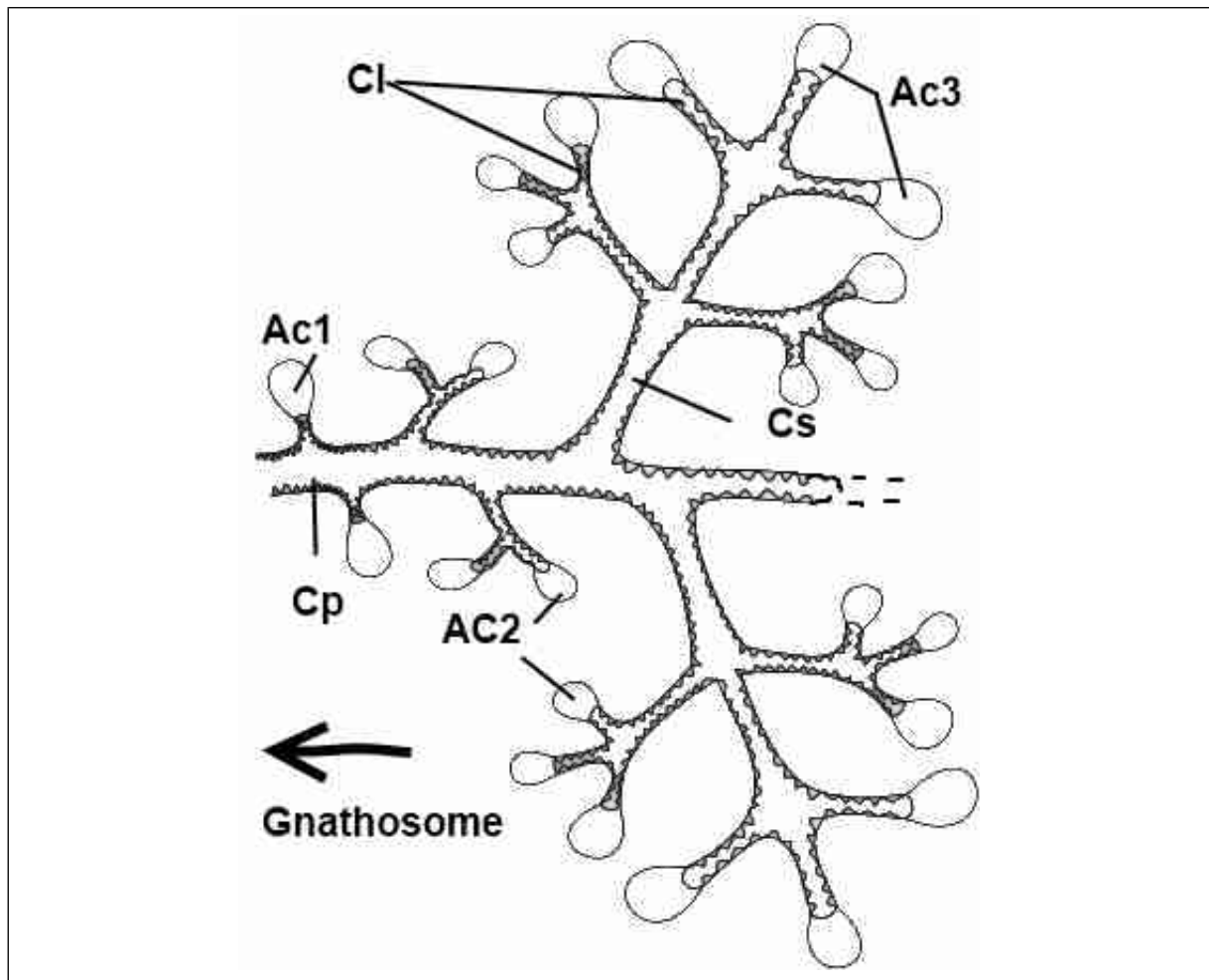
**Figure 58 : anatomie et histologie du sac rectal selon une coupe médiale. Coloration Luxol.**

**A** : observé à loupe binoculaire (x5), **B** : en microscopie optique (x10). **C** : détail des plaques anales en microscopie optique (x40).

Ach : anneau chitineux ; Cea : Ceacum ; CeM : cellule musculaire Cut : cuticule ; Mpa : muscles postérieur accessoire ; Men : Membrane ; Ova : ovaire ; Ovc : oviducte commun ; PIA : plaque anale ; Sac : sac rectal; Rec : rectum.

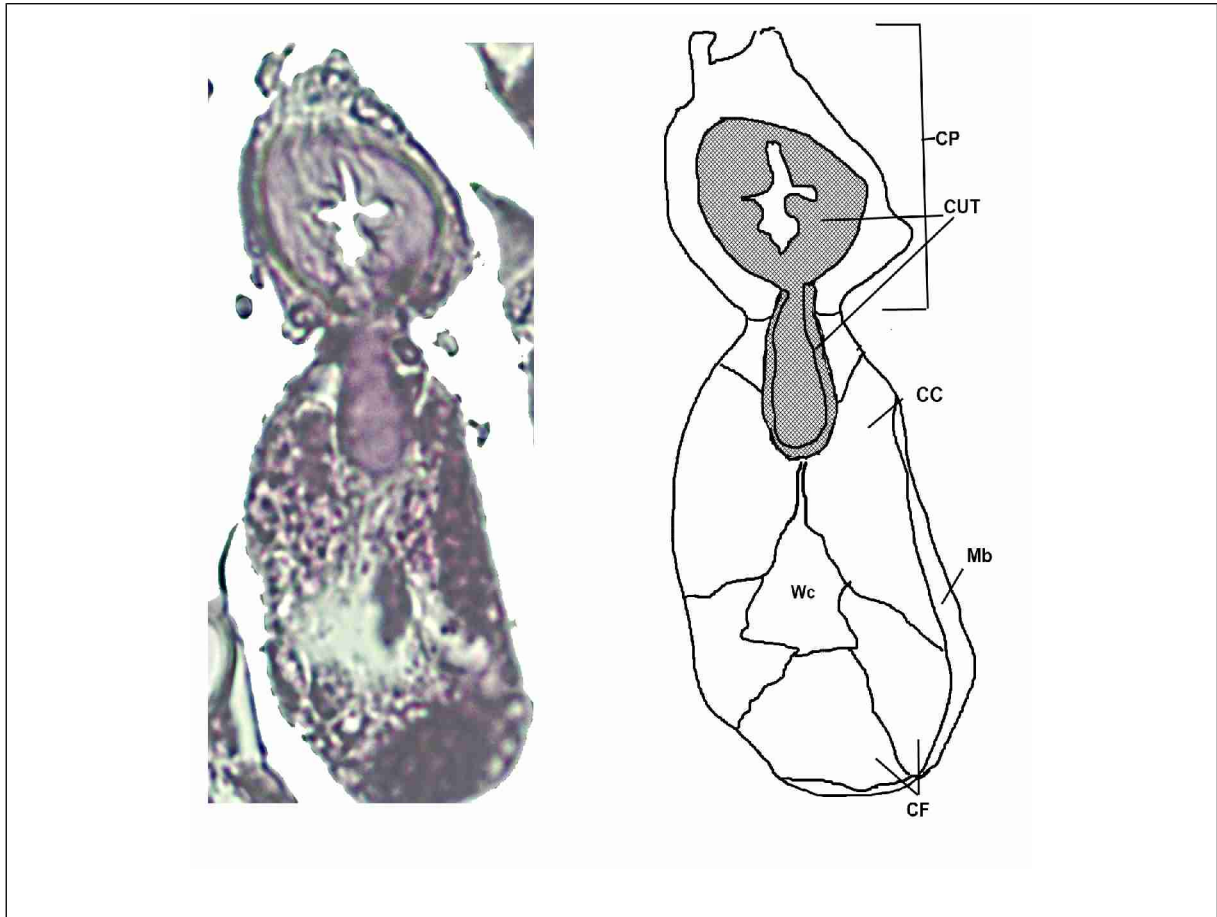


**Figure 59 : coupe médiale de la partie antérieure d'une *Iricinus* montrant une partie de glande salivaire observé sous loupe binoculaire. coloration PAS(x2,5) Ac2-Ac3 : acinus type II-type III ; Cae : cæca; Cas : Canal salivaire secondaire ; Mco : muscle des coxae**



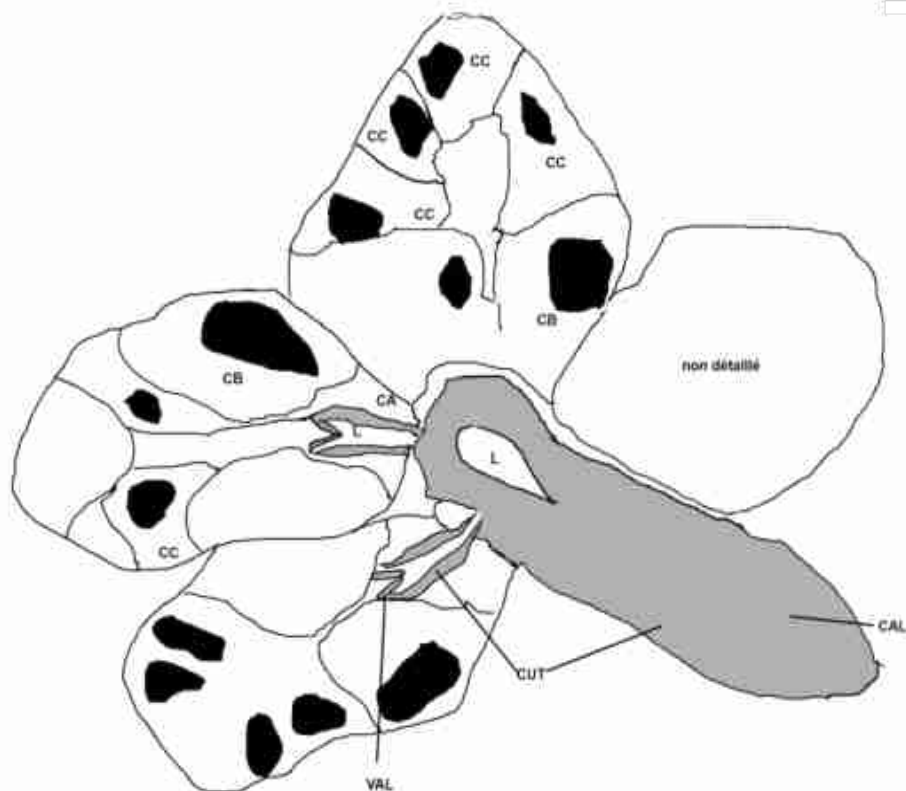
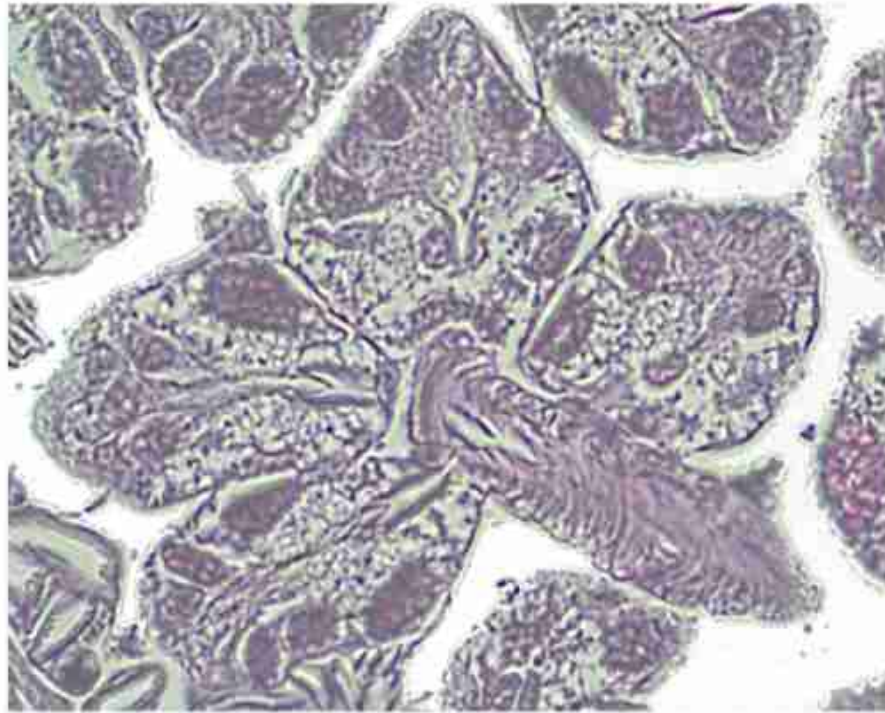
**Figure 60 : représentation de la disposition spatiale des différents acini sur un canal salivaire primaire**

Ac1 : Acinus de type I ; Ac2 : Acinus de type II ; Ac3 : Acinus de type III ; Cl : canal salivaire lobulaire ; Cp : canal salivaire primaire ; Cs : canal salivaire secondaire.



**Figure 61: Photographie d'un acinus de type I et son dessin descriptif observé en microscopie optique. Coloration PAS (x40)**

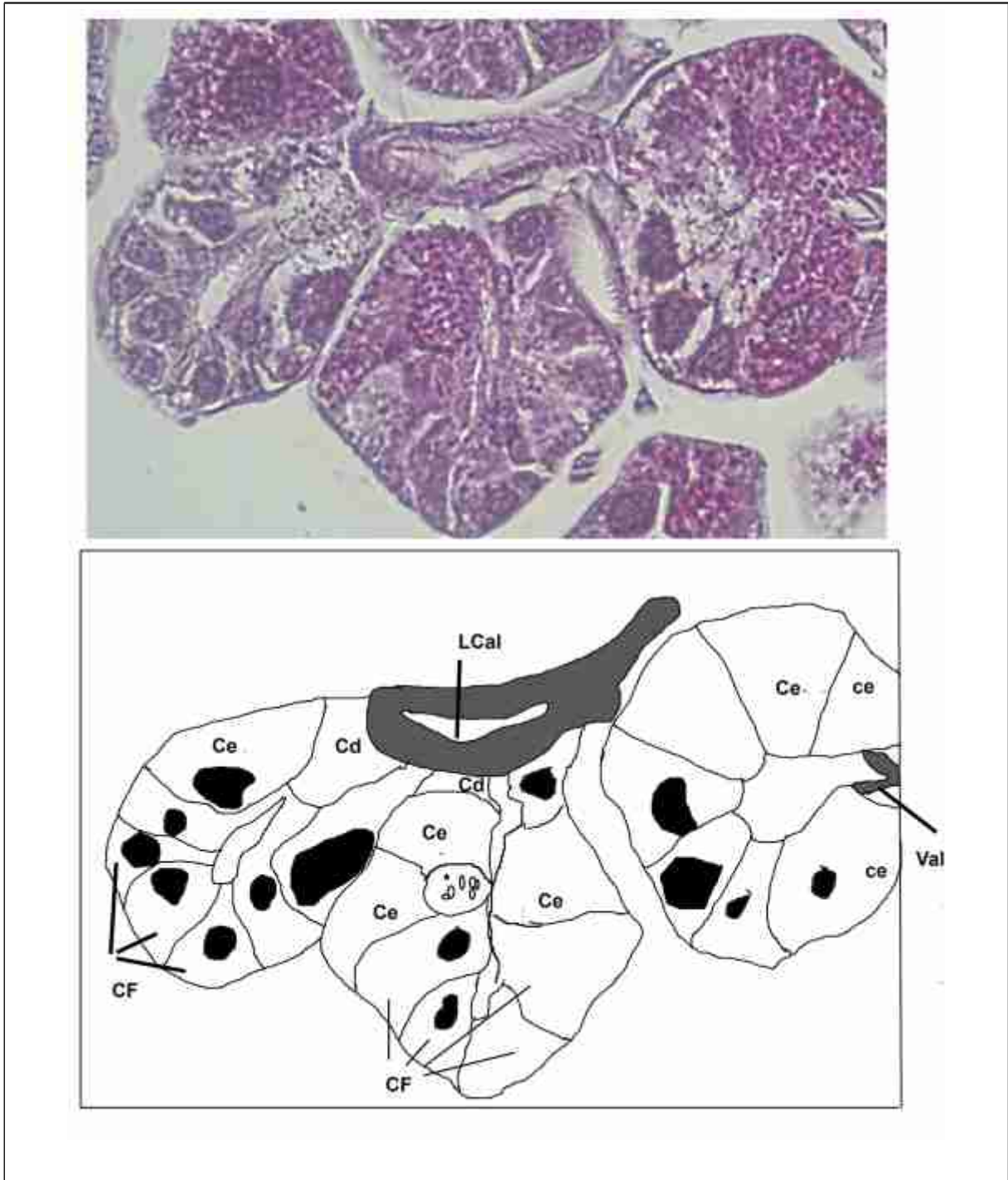
Cut : cuticule ; Mb : membrane basale ; L : lumière ; Cf : cellule fibrillaire ; Cc : cellule constrictive;Cp : canal primaire ; Wc : water cells ou cellule interne



**Figure 62 :Photographie d'un lobule acinus de type II et son dessin descriptif observé en microscopie optique (x40). Coloration PAS**

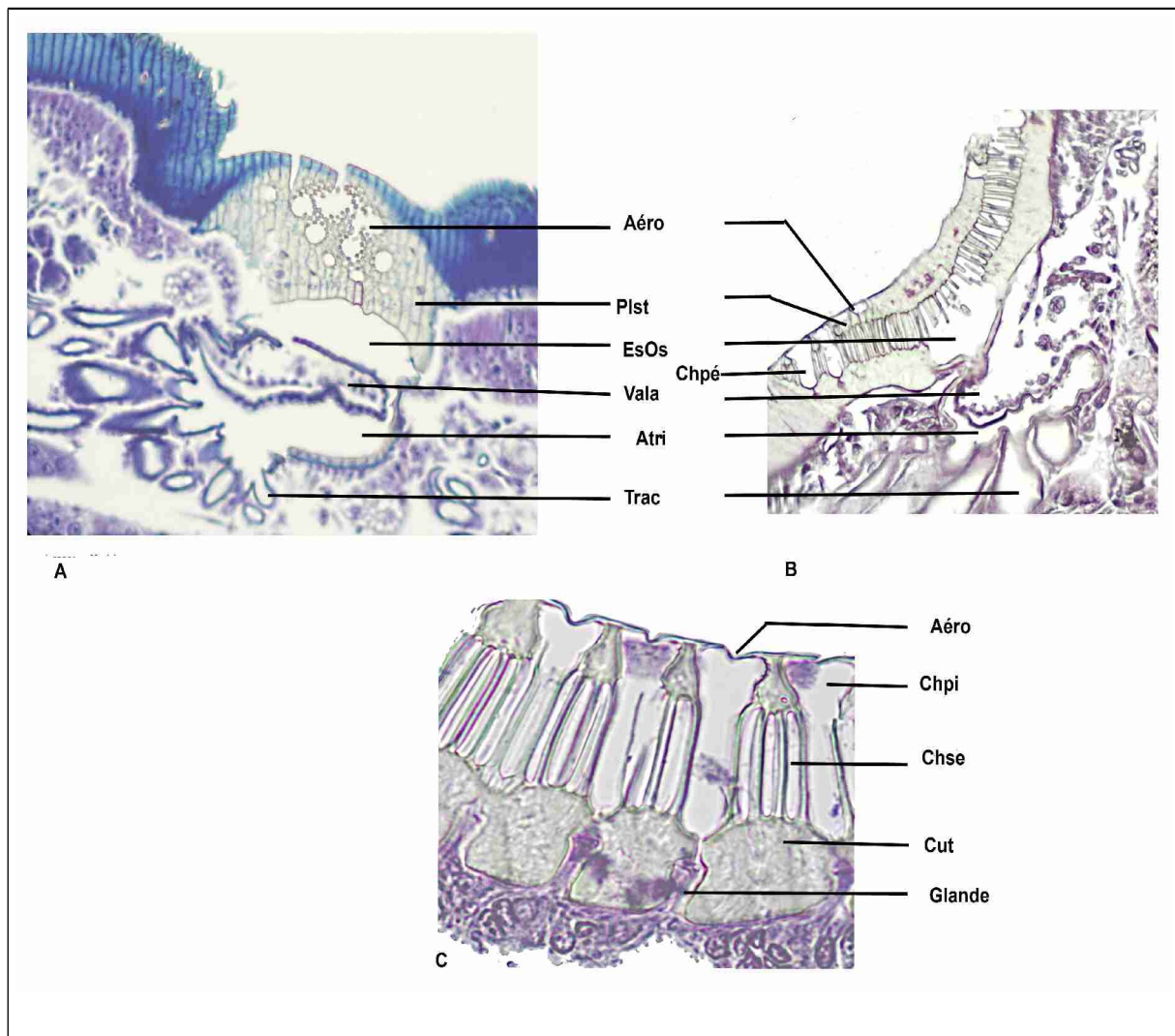
Ca : cellule de type a ; Cal : canal salivaire lobulaire Cb : cellule de type b ; Cc : cellule de type c ; L : lumière du canal salivaire alvéolaire et lobulaire ;VAL : valve





**Figure 63 :Photographie d'un lobule acinus de type III et son dessin descriptif observé en microscopie optique (x40). Coloration PAS**

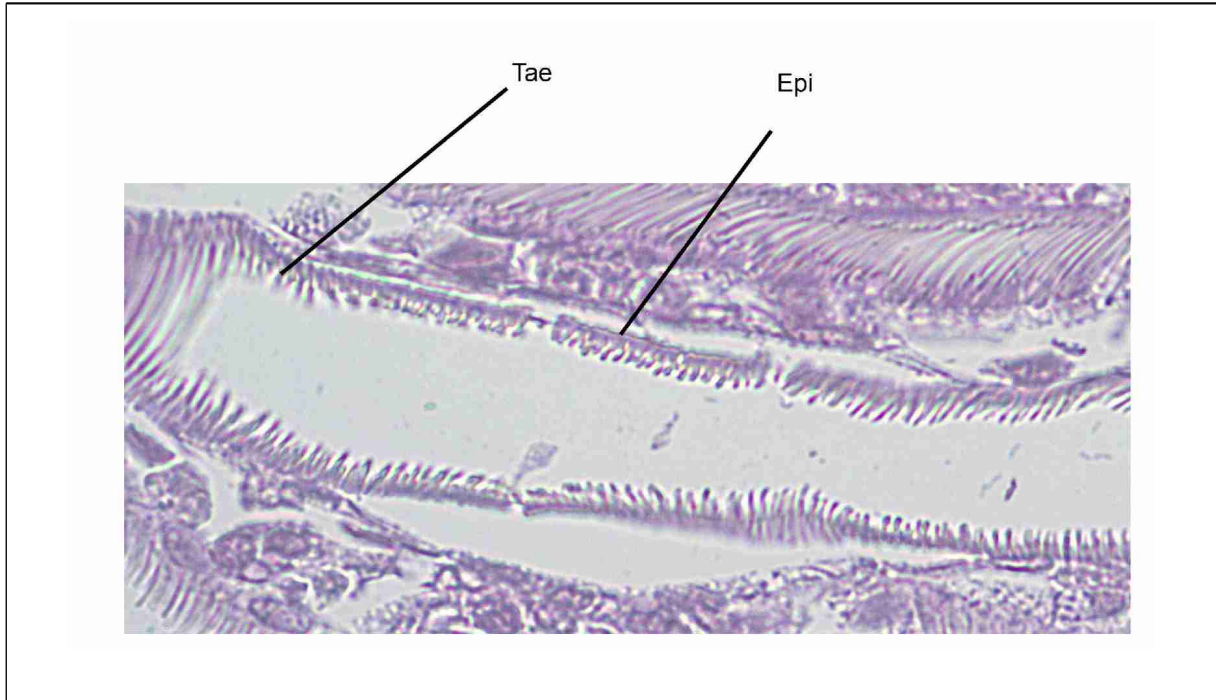
Cd : Cellule de type d ; Ce : cellule de type e ; Cf : Cellule de type f ; Lcal:lumière du canal lobulaire;Val:Valve



**Figure 64 : Ensemble de photographie en coupe médiale d'un stigmate à différents grossissements en microscopie optique .**

**A** : coloration Luxol (x10). **B** : stigmate en coloration PAS : (x10). **C** : Détail des chambres primaires et secondaires : PAS (x40).

Aéro:aérophylle;Chpi : chambre primaire ; Chpé : chambre périphérique ; Chse : chambre secondaireCut : cuticule;Glande:Glande hypodermale ; ESOs : espace sous-ostial; Plst:plaque stigmatique;Atri : atrium ; Trac : Trachée



**Figure 65: Photographie d'une section longitudinale d'une trachée présentant son taenidium en microscopie optique. Coloration PAS:(x40)**

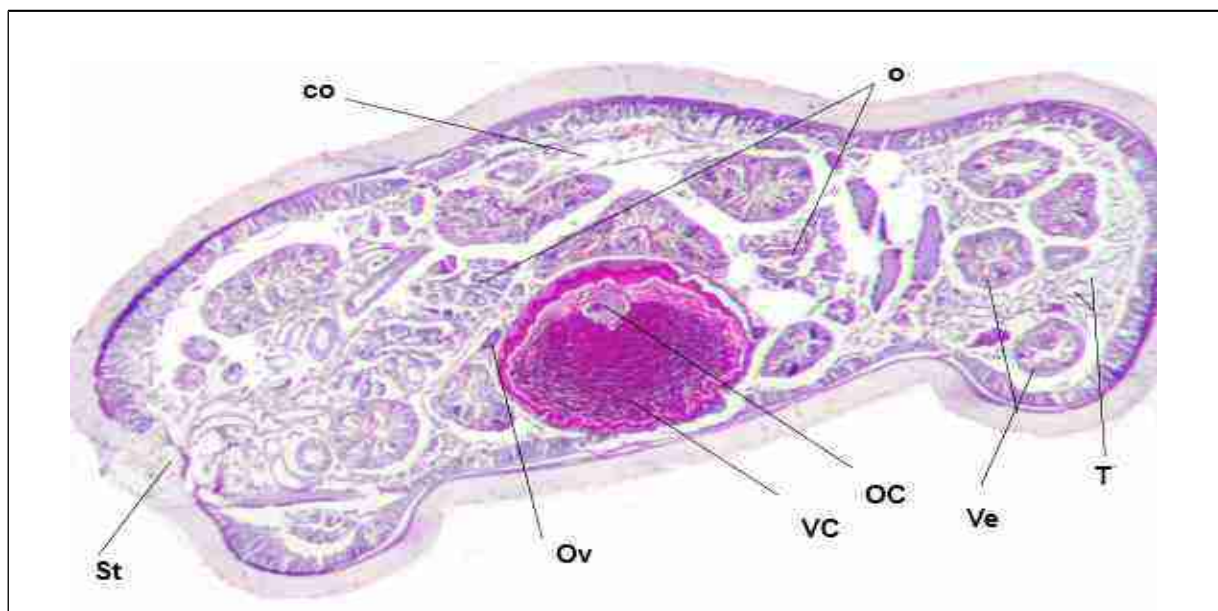
Tae : Taenidium ; Epi : épithélium





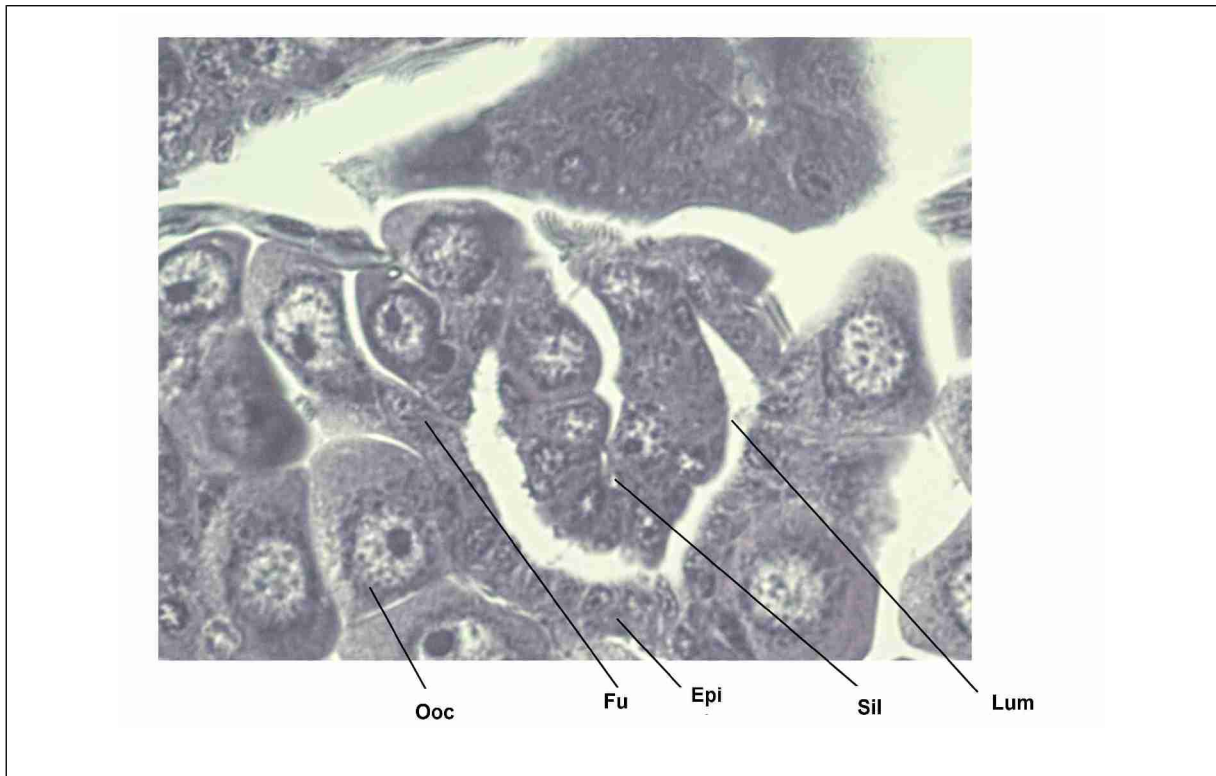
**Figure 66: Photographie en coupe longitudinale montrant l'abouchement de la trachée au sinus péri-ganglionnaire sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x5).**

Ao: abouchement de l'aorte; Ca : Caeca; Ch : chélicère Gl : Glande salivaire ; Oe : oesophage ; Syn : synganglion ; Si : sinus péri-ganglionnaire



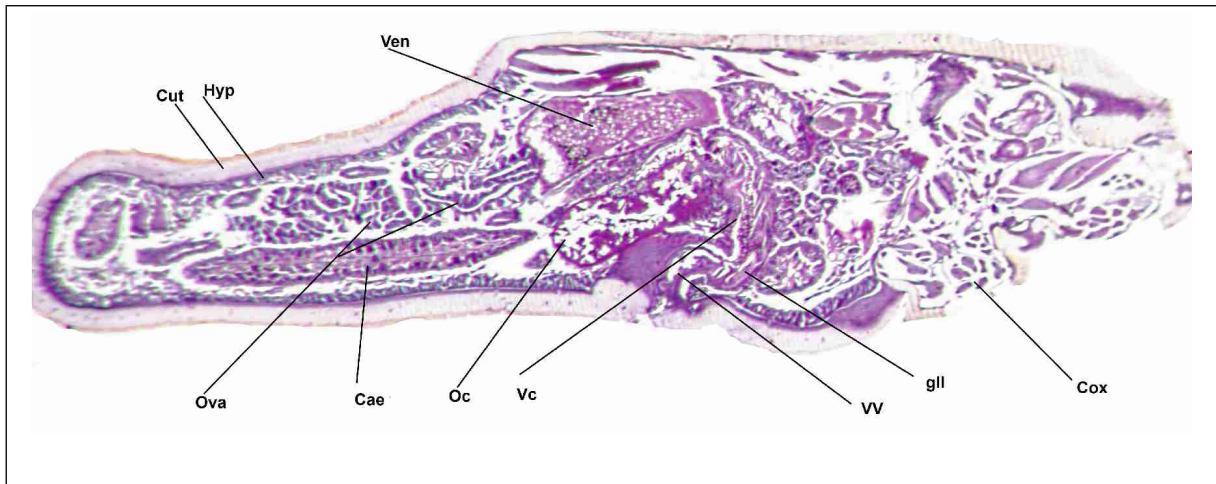
**Figure 67 : Coupe transverse d'une tique *I. ricinus* montrant la topographie du système reproducteur observé sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)**

CO : sinus péri-cardique contenant le cœur ; O : ovaire; Oc : tube connectif de l'oviducte commun ; Ov : oviducte ; St : stigmate ; T : trachée ; VC : vagin cervical ; Ve : ventricule-caeca



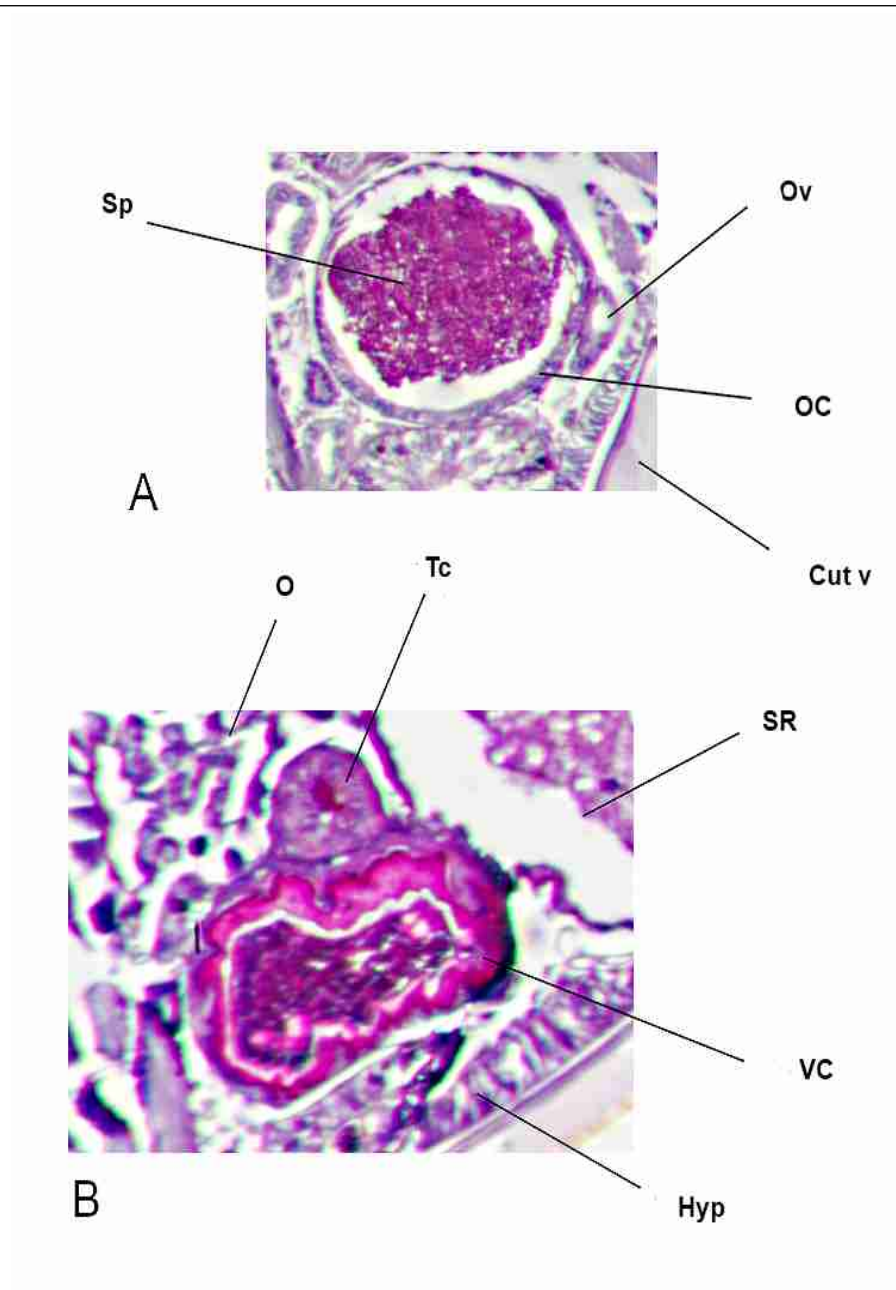
**Figure 68 : Photographie 'un grossissent d'une section transverse d'une portion d'ovaire d'une *L. ricinus* révélant son histologie en microscopie optique. Coloration Luxol (x40)**

Epi : épithélium; Fun : funiculus ; Lum : lumière ; Ooc: oocyte ; Sil : sillon longitudinal.



**Figure 69: Coupe médiale d'une femelle *I. ricinus* montrant les rapports de l'oviducte commun et du vagin sous loupe binoculaire. Coloration Pas (x2,5)**

Cae : caeca ; Cox : coxa ; Cut : cuticule ; gll : glande lobulaire accessoire ; Hyp : hypoderme ; OC : oviducte commun ; Ova : ovaire ; Vc : vagin cervical ; VV : vestibule du vagin.

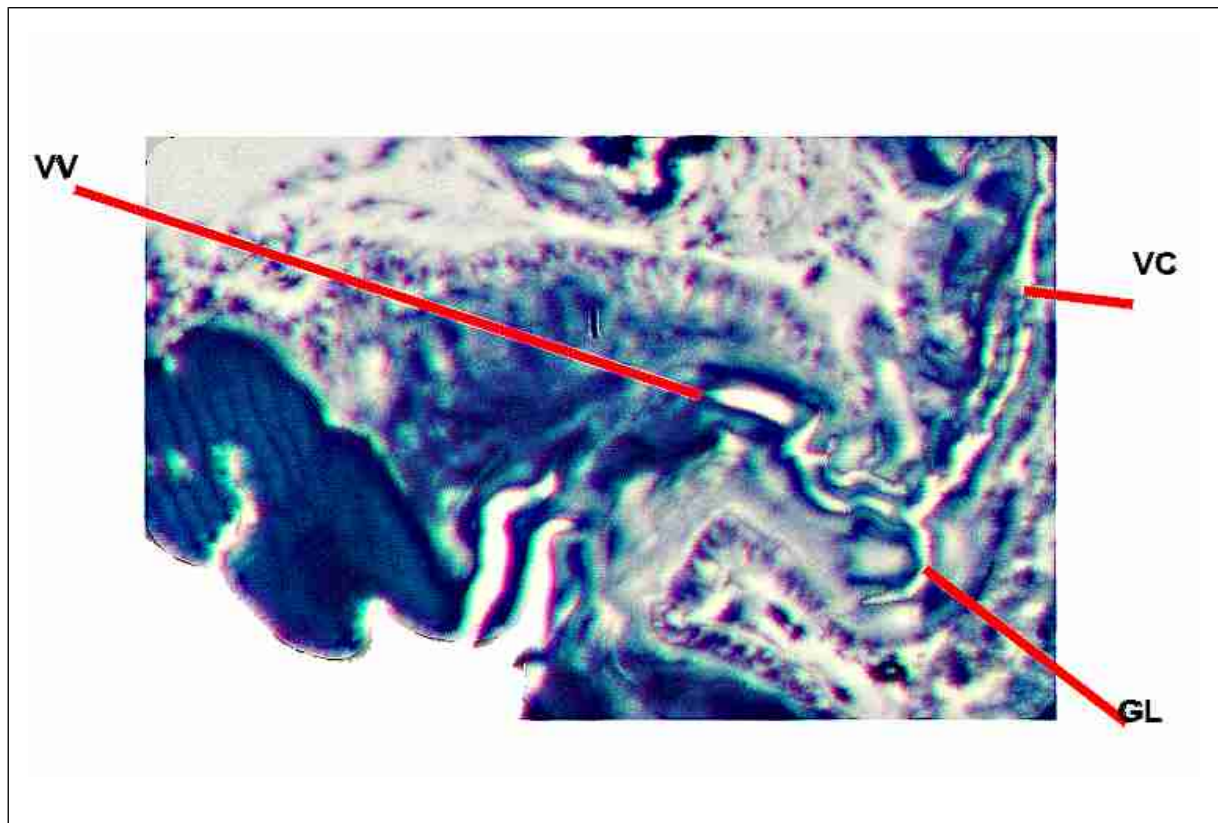


**Figure 70 : Détail d'une coupe transverse de l'oviducte commun et du vagin en microscopie optique. Coloration PAS.**

**A :** oviducte commun(x10). **B :** tube connectif et partie cervicale du vagin (x40)

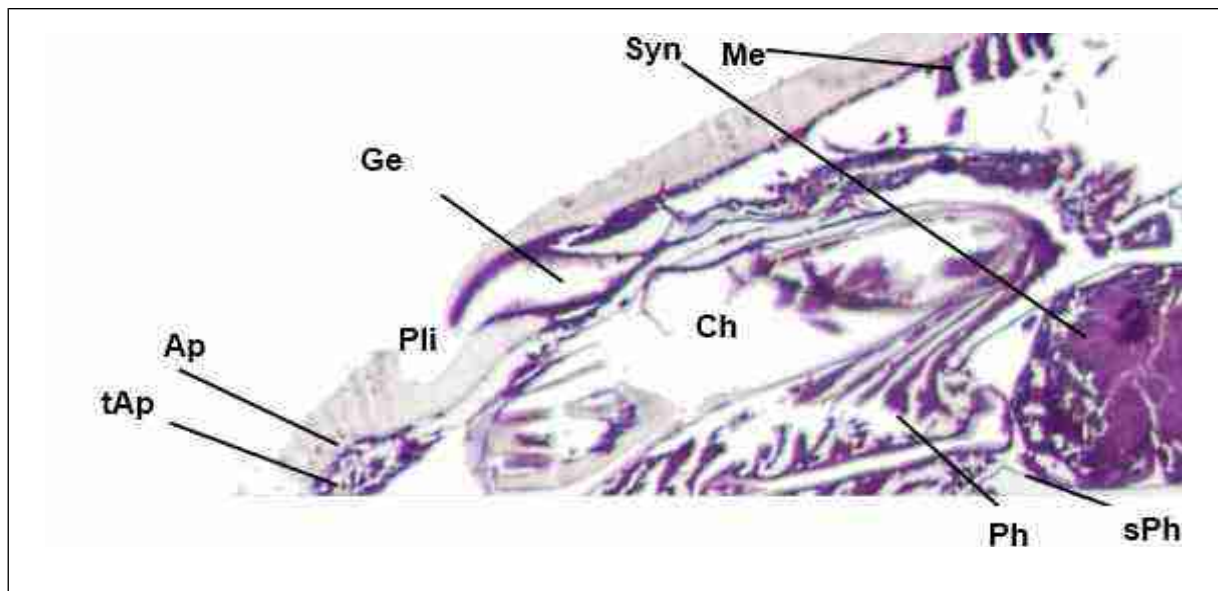
Cut v:cuticule ventrale de l'idiosome ; Hyp : hypoderme ; O : ovaire ; nOc : oviducte commun ; ov : oviducte ; Sp:sperme ; Sr:sac rectal ; Tc : tube connectif de l'oviducte commun ; Vc : vagin cervical.





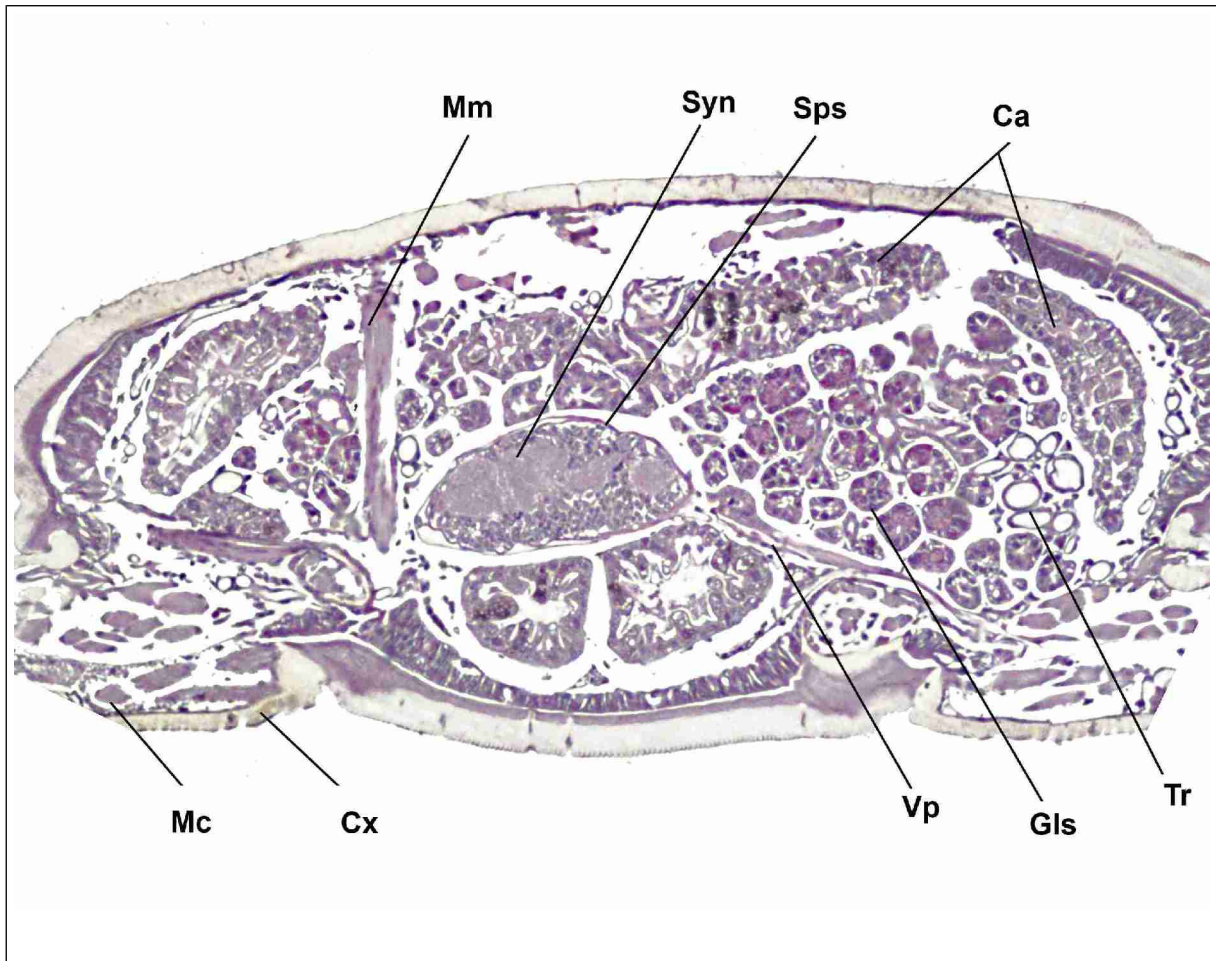
**Figure 71 : Détail d'une coupe médiale de l'ouverture génitale d'*Iricinus* observée en microscopie optique. Coloration Luxol (x40)**

Gl : glande lobulaire accessoire ; Vc ; vagin cervical; VV : vestibule du vagin .



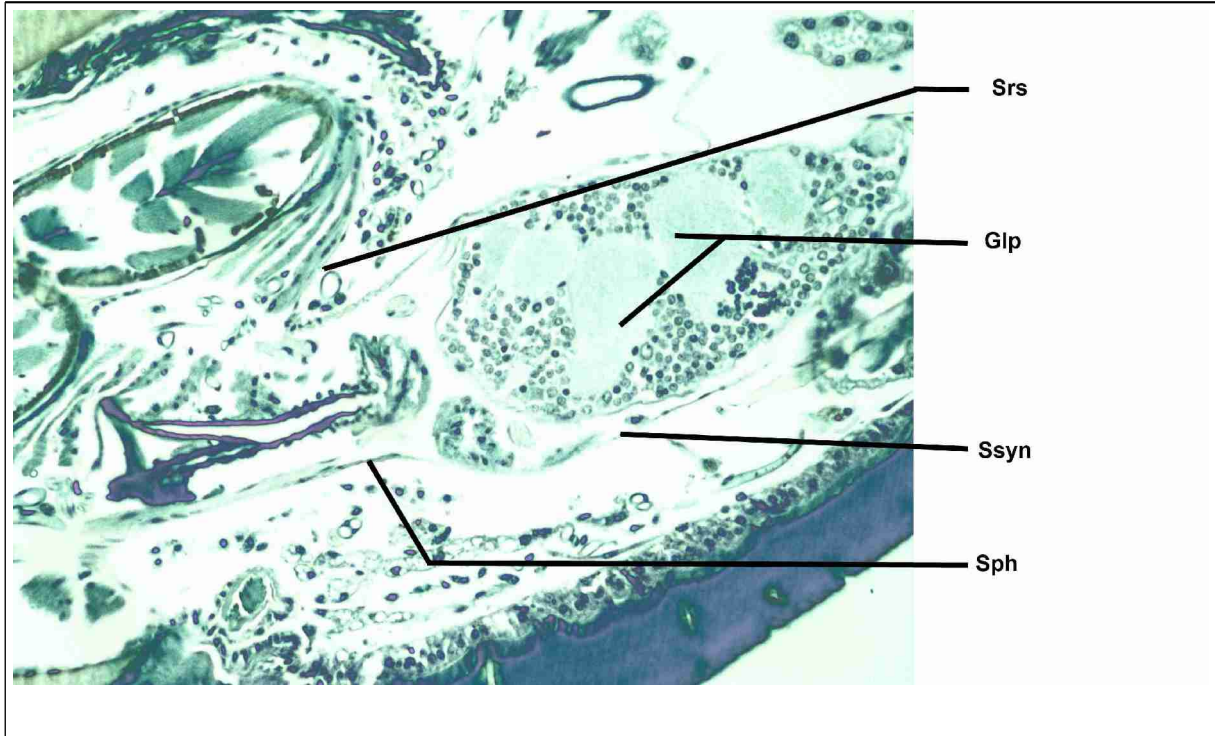
**Figure 72 : Coupe médiale de la partie dorsale d'une *Iricinus* révélant la position de l'organe de Géné sous loupe binoculaire. Coloration PAS(x5)**

Ap : aires poreuse ; Ch : chelicère; Ge : organe de Géné ; Me : muscle élévateur de la basis capituli ; Ph : pharynx ; Pli : pli du camérostome ; sPh : sinus pharyngien ; Syn : synganglion ; tAp : tissu glandulaire des aires poreuses.



**Figure 73 : Coupe transverse au niveau du synganglion d'une *Loricifer*, révélant les rapports de celui-ci sous loupe binoculaire. Coloration PAS (x2,5)**

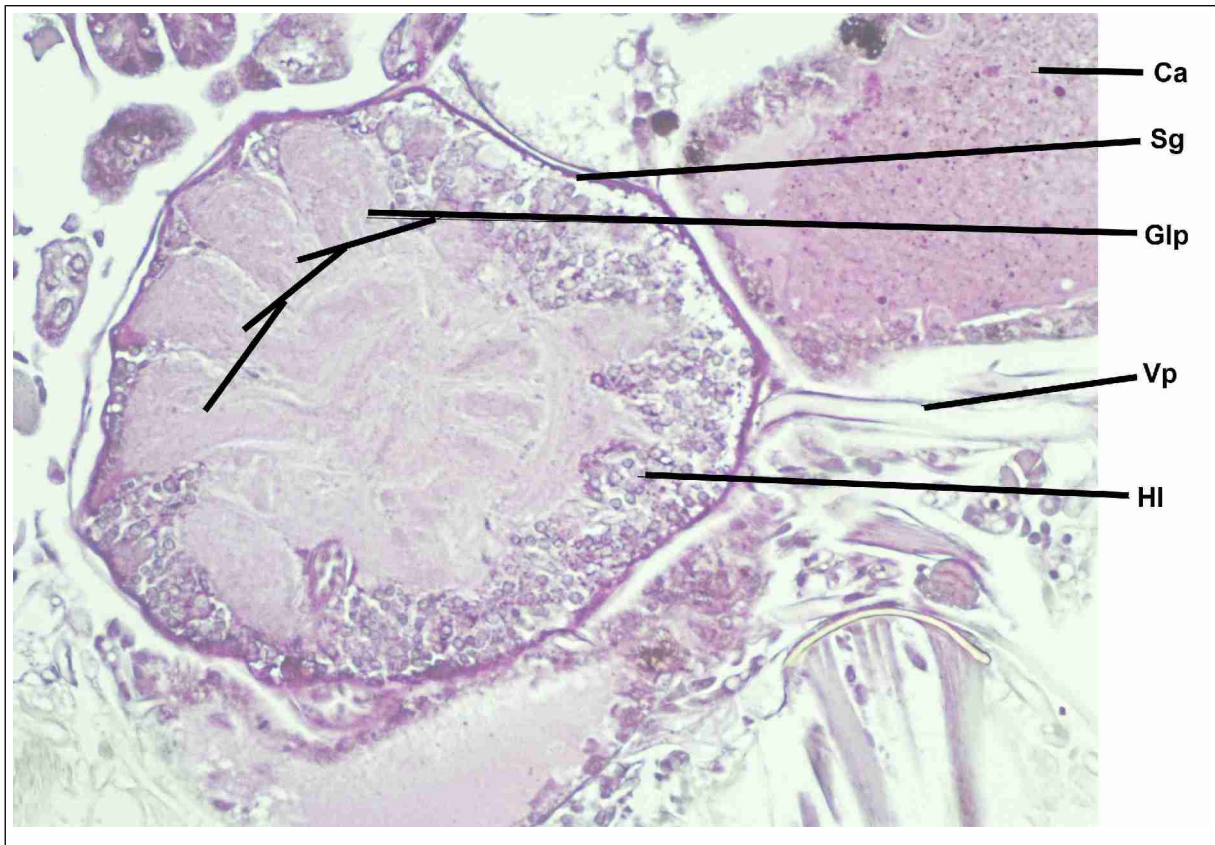
Ca : caeca ; Cx : coxa ; Gla : glande salivaire ; Mc : muscle mobilisateur du trochanter ; Mm : muscle marginal ; Sps : sinus péri-ganglionnaire ; Syn : synganglion Tr : trachée ; Vp : vaisseaux et nerf podal .



**Figure 74 :Coupe médiale au niveau du synganglion d'une *Iricinus*, révélant les rapports de celui-ci sous loupe binoculaire. Coloration Luxol (x2,5)**

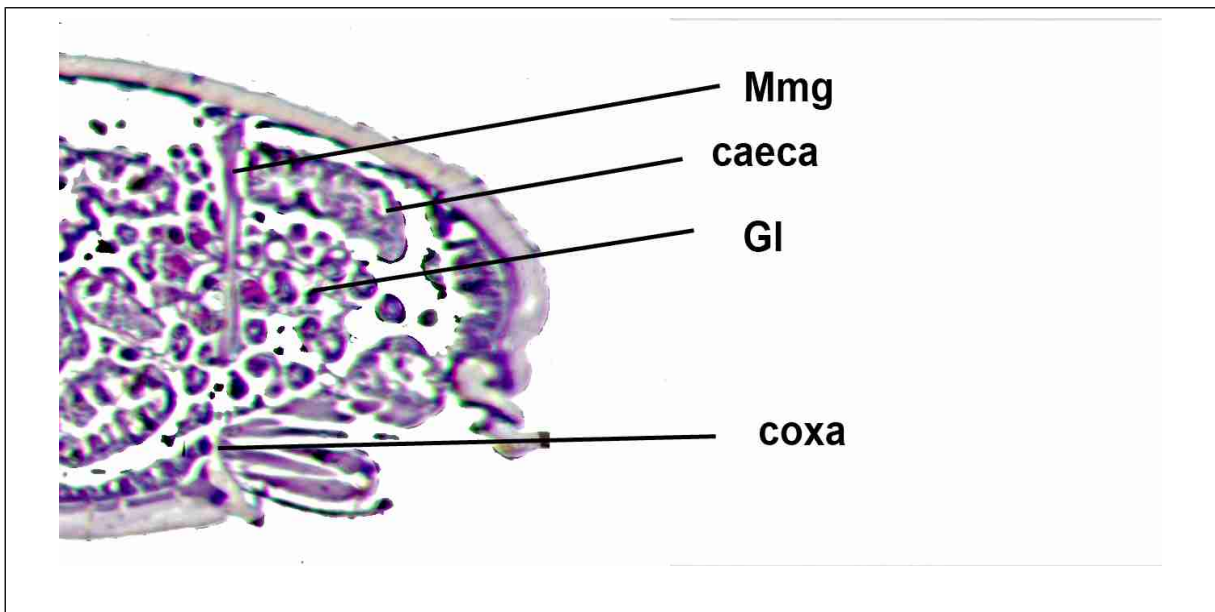
Glp : ganglions podaux ; Sph : sinus pharygien ; Srs : sinus rostro-dorsal ; Ssyn : sinus du synganglion.





**Figure 75: Coupe frontale au niveau du synganglion d'une *I. ricinus*, montrant les ganglions podaux sous microscope optique. Coloration Hémalin-éosine (x 10)**

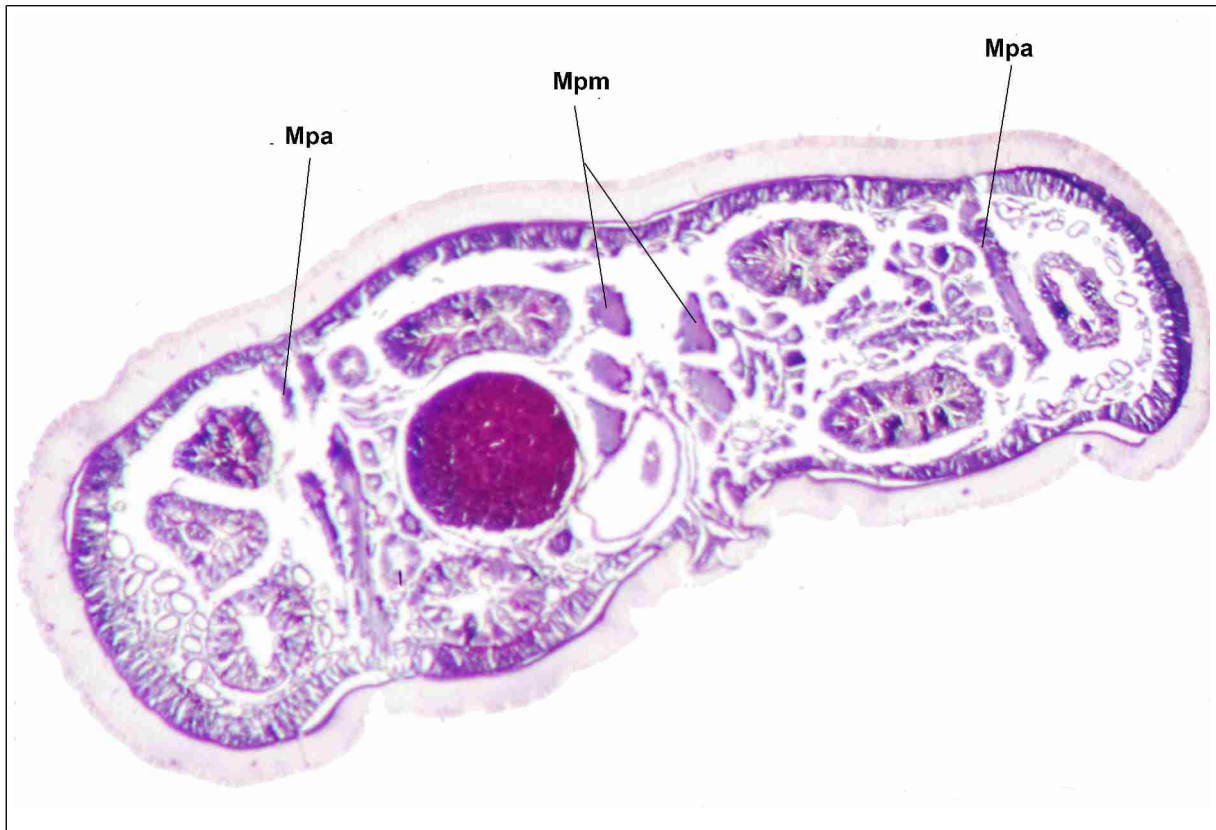
Ca : caeca; Glp : ganglion podaux ; HI : hémolymph ; Sg : sinus péri-ganglionnaire; vp : vaisseaux podal.



**Figure 76 : Section transverse d'une *I. ricinus* montrant l'insertion et la terminaison d'un muscle marginale sous loupe binoculaire . Coloration PAS (x2,5)**

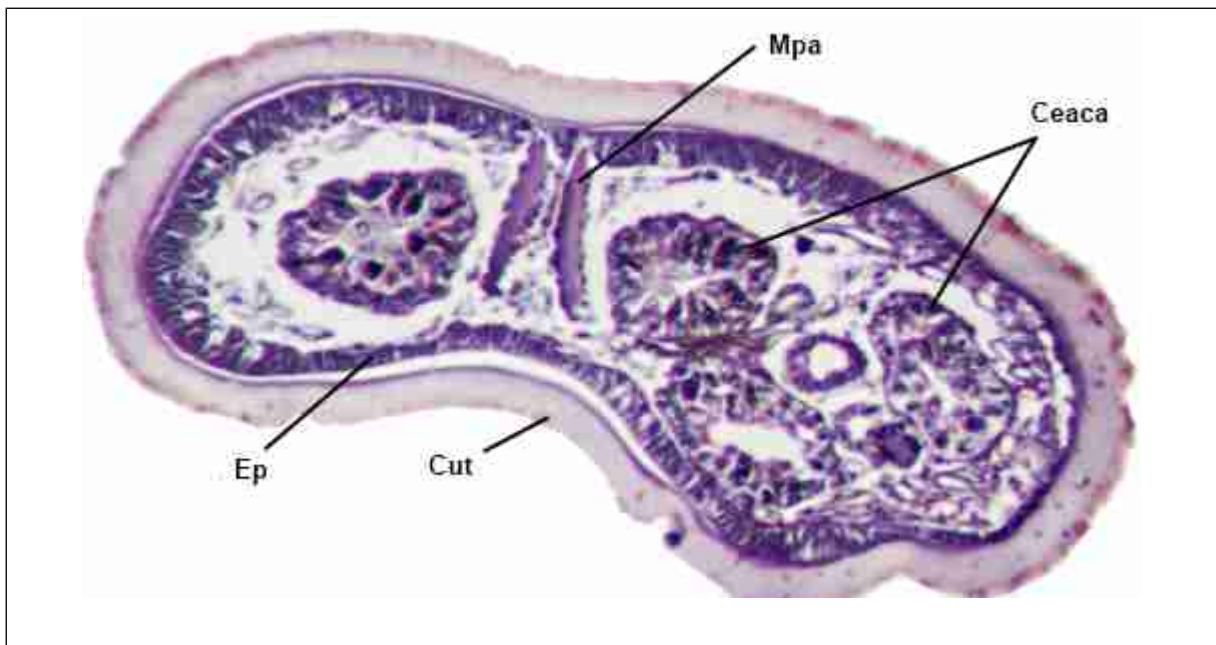
GI : glande salivaire ; Mmg : muscle marginal.





**Figure 77 : Section transverse montrant l'insertion et la terminaison des muscles postérieurs d'une *Iricinus* sous loupe binoculaire . Coloration PAS (x2,5)**

Mpa : muscle postérieur accessoire ; Mpl : muscle postérieur médial.



**Figure 78 :Section transverse montrant la trajectoire des muscles postérieurs médiaux d'une *Iricinus* sous loupe binoculaire . Coloration PAS (x2,5)**

Cut : cuticule ; Ep : hypoderme ; Mpa : muscle postérieur accessoire.

## CHAPITRE III - DISCUSSION

L'objet de cette étude était de réaliser une étude histologique d'*I.ricinus* femelle dans le but de vérifier et compléter les connaissances actuelles sur l'anatomie de cette espèce afin de permettre la réalisation ultérieure d'un atlas histologique et anatomique. La réalisation de coupes sériées et leur étude ont permis d'obtenir les résultats précédents.

Dans un premier temps, nous verrons quels éléments méthodologiques ont été améliorés au cours de nos travaux puis nous présenterons les particularités anatomiques d'*I.ricinus*.

### La dissection

En accord avec la majorité des auteurs, Christophers [CHRISTOPHERS : 1906], Douglas [DOUGLAS : 1943], Sonenshine [SONENSHINE & GREYSON : 1970], il s'avère primordial de réaliser une légère fixation avant toute dissection des spécimens. Sans celle-ci, la cuticule trop flexible se découpe mal et lèse les organes sous-adjacents pénalisant les dissections. Toutefois, il est nécessaire de doser la durée de fixation de manière adéquate sous peine d'une dureté trop importante des tissus.

Avec l'alcool à 90°C, la durée optimale de cette fixation semble être de 2-3 heures. Elle peut être raccourcie à une durée d'une heure si l'on réalise un trou dans la cuticule en sectionnant une patte par exemple.

Après 24 heures dans l'alcool, la cuticule et les tissus, trop durs, se déchirent facilement empêchant une dissection convenable.

### Les coupes histologiques [SPENCER & BANCROFT: 2008]

Pour notre étude nous n'avons pas voulu retirer le scutum avant d'inclure la tique en bloc de paraffine estimant que les rapports anatomiques s'en trouveraient modifiés. Cette option n'avait pas été prise par Douglas [DOUGLAS : 1943]. Sonenshine dans son étude d'*O.kelleyi* retirait également une partie du scutum pour faciliter la pénétration du fixateur [SONENSHINE & GREYSON : 1970].

Le choix de ne pas retirer de partie du scutum, n'a pas gêné pour la fixation du fait de la durée d'attente avant la coupe. En 24h dans l'alcool, les tissus étaient déjà trop durs pour une dissection.

Toutefois, ce choix a été pénalisant pour les sections histologiques notamment pour les tiques fixées à l'alcool. La cuticule emportait le matériel viscéral lorsque la coupe se plissait sous le couteau du microtome. Ce phénomène a été limité par le refroidissement du front d'attaque du bloc et l'utilisation d'AFA fixateur plus efficace que l'alcool.

L'AFA a des caractéristiques de pénétration dans les tissus et de fixation supérieures à l'alcool à 90°C qui lui durcit trop les tissus entraînant leurs déchirures sous la lame du microtome [SPENCER & BANCROFT: 2008].

Une autre adaptation de la méthode devrait atténuer ce phénomène de plissement et de perte de matériel : l'utilisation de paraffine à point de fusion plus élevé, soit à 70°C de point de fusion. Elle n'a pas été testée.

Cette dureté plus importante de la paraffine diminuerait l'accroche du couteau sur la cuticule. L'utilisation de résine pour l'inclusion peut également être envisagée.

Toutefois, avec notre méthode actuelle, le déplacement des organes et la perte de matériel sont limités.

Pour finir, revenons sur la comparaison entre la méthode manuelle et la méthode automatique [SPENCER & BANCROFT : 2008]. La méthode automatique entraîne une fixation moins efficace que la méthode manuelle. La méthode manuelle est utilisée lorsque les tissus sont trop volumineux pour suivre un cycle normal d'automate dans lequel la déshydratation est alors partielle car les produits n'atteignent pas le cœur de la pièce. Nous supposons que la cuticule remplit le rôle d'une grosse épaisseur de tissu. Nous n'avons pas réalisé une ponction de la cuticule avant d'incorporer la pièce histologique dans l'automate. La ponction aurait pu avoir le même effet que la fixation préalable à toute dissection : faciliter alors la pénétration des solvants.

Nous n'avons pas testé la ponction de la cuticule car la méthode manuelle est utilisée en routine dans le service d'histologie de Vetagro-sup pour les grosses pièces de tissus histologiques. Les temps prévus pour les pièces volumineuses se sont révélés adaptés aux tiques et n'ont pas été changés.

### **La coloration des lames**

Quatre colorations ont été choisies, l'Hémalin-éosine et la coloration au PAS sont couramment utilisés pour l'histologie des tiques [DOUGLAS : 1943; SONENSHINE : 1970 ; COONS & ROSHDY : 1973]. La coloration de Perls s'est révélée infructueuse : Elle devait faciliter la visualisation des cæca, ceux-ci contenant du fer. Mais non discriminante, elle a été abandonnée. La coloration de Luxol a été choisie pour sa capacité à souligner le système axonal. Elle n'a pas rempli ce rôle mais nous l'avons gardée du fait de sa finesse de coloration comparée à celle de l'Hémalin-éosine.

Maintenant, intéressons-nous aux éléments et aux organes détaillés dans la partie résultat.

Tout d'abord : Les résultats observés sont le fruit de l'analyse des quinze individus qui ont fait l'objet de coupes sériées. Ainsi, les résultats sont le reflet de l'examen de quinze *Ixodes ricinus* femelle. Toutefois, certains éléments n'ont pas été observés aussi fréquemment du fait de la dégradation partielle du matériel lors des coupes. Ce moindre échantillonnage concerne notamment le pharynx et l'aorte, ainsi que les sinus veineux.

- **Les glandes salivaires** : Ces organes formés par des canaux salivaires sur lesquels se positionnent les acinis débouchent au niveau du salivarium. Cet abouchement est le fait du canal salivaire principal qui est le fruit de la convergence de plusieurs canaux secondaires et lobulaires. Nous n'avons pas dénombré ni suivi les ramifications du canal salivaire principal. Il est nécessaire de noter que le salivarium n'a pas pu être observé complètement du fait de la proximité des chélicères, les sections emportant souvent les chélicères et le salivarium voisin. Il nous a donc été impossible de vérifier si le salivarium présente bien les striations signalées par Kemp au niveau de l'abouchement des canaux salivaires principaux [KEMP & col.: 1982], ni s'il possède des zones de flexibilité. Nous avons nommé sur la figure 53 l'espace en arrière de l'abouchement du pharynx le salivarium, car il s'agit de la seule structure pouvant se localiser à cet endroit et se retrouvant sur l'ensemble de nos coupes. Cependant, nous ne pouvons

certifier qu'il s'agisse bien du salivarium décrit par Kemp du fait du manque d'éléments spécifiques observables.

Le classement des acini a été réalisé par l'organisation structurale et par la disposition spatiale des acini au sein de la glande salivaire. Nos résultats, selon la description anatomique des acini, concordent avec l'étude de Meredith et de Coons [COONS & ROSHDY : 1973 ; MEREDITH & KAUFAMAN : 1973] mais pas avec les résultats de coloration de Coons [COONS & ROSHDY : 1973]. En effet, dans ses descriptions colorimétriques, Coons rapporte que les cellules de type b des acini II présentent des granules très acidophiles (PAS-positif) alors qu'aucun type de cellule des acini de type III ne présente des granules réagissant fortement au PAS. Cependant lors de sa description morphologique, Coons rappelle que seules les cellules de type e de l'acinus de type III ont de grandes inclusions masquant les structures, aucune cellule présente de telles caractéristiques chez l'acinus de type II. Dans notre étude, l'acinus dit de type III possède des cellules présentant de larges inclusions masquant la structure ce qui correspondrait aux cellules de type e ; mais elles réagissent fortement au PAS ce qui n'est pas rapporté par Coons.

Il décrit les cellules de type e comme réagissant faiblement au PAS. Nous avons estimé qu'il s'agissait d'une classification subjective et avons donc classé nos acini comme reporté dans la partie résultat.

Cette différence de réaction au PAS peut être une différence inter-spécifique entre *I.ricinus* et *D.variabilis* sujet de l'étude de Coons. Meredith n'ayant pas utilisé dans son étude de *D.andersoni* de coloration au PAS, nous ne sommes pas en mesure de conclure sur une variation inter-spécifique propre à *I.ricinus* [MEREDITH & KAUFAMAN : 1973].

- **Le système digestif** : Le pharynx ne présente pas de variations inter-spécifiques en dehors de la présence ou de l'absence d'alaes tel que le rapportait Kemp [KEMP & col : 1982] et Sonenshine [SONENSHINE : 1991]. Tous les auteurs rapportent l'existence d'une valve pharyngienne dont Arthur en 1946 [ARTHUR : 1946] chez *I.ricinus*. Cette valve n'a pas été retrouvée avec certitude dans notre étude. La photographie de la figure 53 laisse supposer la présence d'un élément valvulaire mais ce décrochement de la paroi du pharynx peut être artefactuel, n'ayant été vu que sur un seul individu. L'œsophage ne présente pas de variation morphologique remarquable en dehors de son abouchement avec le pharynx qui diffère entre les Argasidae et les Ixodidae du fait de la position du rostre [DOUGLAS : 1943 ; ROSHDY : 1969 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970].

La plus grande variation inter-spécifique du système digestif correspond à l'organisation anatomique de l'ensemble ventricule-cæca. Chez les Argasidae, la position du rostre entraîne un développement des cæca plus axé vers l'avant, alors que les Ixodidae présentent des caeca de forme plus ramifiées [ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970].

L'organisation anatomique de l'intestin postérieur est assez consensuelle. Une espèce est rapportée comme ne présentant pas de tube connectif : *O.moubouta* [GRANDJEAN & AESCHLIMANN : 1973]. *I.ricinus* en possède un uniquement observé en dissection dans notre étude.

Les sacs rectaux des Argasidae semblent présenter une forme bilobée alors qu'ils sont amorphes chez les Ixodidae. En dehors de ces éléments il n'y a pas de grands bouleversements morphologiques [ROSHDY : 1962 ; ROSHDY : 1966 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970].

**Au niveau histologique :** l'organisation du pharynx et de l'œsophage correspond aux descriptions de Douglas chez *D.andersoni* hormis l'absence de cellules musculaires chez *I.ricinus* [DOUGLAS : 1943].

L'œsophage présente une couche de cuticule, en continuité avec la couche cuticulaire du pharynx, que tous les auteurs [KEMP & col.: 1982] retrouvent à l'exception de Sonenshine [SONENSHINE & GREYSON : 1970] chez *O.kelleyi*, ces derniers n'ayant pas analysé de manière précise des éléments membraneux qu'ils ont retrouvés dans la lumière de l'œsophage. Chez *I.ricinus*, l'épithélium de l'œsophage ne présente pas deux couches cellulaires contrairement à celui d'*O.kelleyi* [SONENSHINE & GREYSON : 1970].

L'histologie pro-ventriculaire reflète bien l'évolution entre l'épithélium œsophagien et l'épithélium ventriculaire comme le rapportait Douglas et la description de Sonenshine en 1991 concorde avec notre étude mais pas celle qu'il a développée en 1970 [DOUGLAS: 1943 ; SONENSHINE & GREYSON : 1970 ; SONENSHINE : 1991]. Nous nous trouvons ici en présence d'une valve pro-ventriculaire qui limite le reflux sanguin du ventricule vers le pharynx.

Pour le ventricule-cæca, l'absence d'observation de cellules sécrétrices et de cellules basophiles est éventuellement explicable par une variation inter-spécifique entre *I.ricinus*, *B.microplus* et *R.appendiculatus* [AGYEI & RUNHAM : 1994]. Cela nous semble peu envisageable. L'absence d'observation de cellules sécrétrices serait plus liée à l'état d'engorgement des tiques utilisées pour les coupes sériées.

Les tiques de l'étude histologique ont été obtenues par récolte sur les animaux au cours de leur repas. Hors, Arkov et Agyei [ARKOV : 1982 ; AGYEI & RUNHAM : 1994] déclarent que la différenciation cellulaire est limitée au cours de l'engorgement de la tique. Il nous semble par conséquent plus logique de supposer que nos tiques étaient dans une phase d'engorgement. Nous n'avons cependant rien pour étayer cette supposition n'ayant pas mesuré ni pesé nos tiques avant fixation. La méthode de mesure de l'engorgement [ARKOV : 1982] aurait pu permettre de déterminer s'il s'agit d'une particularité histologique d'*I.ricinus* ou d'une différenciation au cours de la phase d'engorgement.

- L'anatomie de l'appareil reproducteur avait été bien décrit par Roshdy en 1969 [ROSHDY : 1969]. L'ovaire est unique comme chez de nombreuses autres espèces : *O.savigny* [CHRISTOPHERS : 1906], *O.Kelleyi* [SONENSHINE : 1970], *A.boueti* [ROSHDY : 1962], *A.brumpti* [ROSHDY : 1966] et chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943]. Cependant cet ovaire est reporté bifide chez *A.vespiertilionis* [ROSHDY : 1966] et *A.reflexus* [SONENSHINE : 1970]. Nous n'avons pas pu vérifier le trajet des oviductes par notre méthode. Nous considérons que la terminaison de l'ovaire implique un trajet similaire à celui que décrit Roshdy [ROSHDY : 1969] pour que ces derniers rejoignent l'oviducte commun qui s'abouche ensuite au vagin. L'absence de réceptacle séminal est confirmé par nos travaux et sont en accord avec Diehl et Roshdy [ROSHDY : 1969 ; DIEHL & col.: 1982]. Le seul élément anatomique non décrit par Roshdy et retrouvé dans nos travaux est la présence d'un diverticule au niveau du vestibule vaginal comme le présente la figure 71.

Dans notre étude, les tiques femelles sont gorgées alors que celles de Roshdy sont étudiées à jeun. Ce diverticule présente une position et un développement correspondant sur le schéma de la figure 36 aux glandes lobulaires accessoires [DIEHL & col : 1982]. Toutefois bien que nous considérons ce diverticule comme les glandes lobulaires accessoires, elles présentent une histologie plus petite que celle que reporte Sonenshine en 1991 [SONENSHINE : 1991].

L'hypothèse de Sonenshine et de Diehl que ces glandes se développent qu'une fois le repas débuté, est confirmée par l'absence de description de ces dernières par Roshdy qui n'a étudié que des *I.ricinus* à jeun [DIEHL & col : 1982 ; SONENSHINE : 1991].

L'histologie de l'ovaire et des oviductes semble commune à la majorité des espèces, nos travaux obtenant les mêmes descriptions que Douglas, Diehl et Sonenshine alors que leurs travaux portaient sur *D.andersoni* et *O.kelleyi* [DOUGLAS : 1943 ; SONENSHINE : 1970 ; DIEHL & col : 1982].

Pour Roshdy, l'oviducte commun présente une histologie particulière avec l'existence d'une organisation bipolaire : une partie ventrale constituée de petites cellules cubiques présentant un noyau rond et une partie dorsale constituée de cellules de forme rectangulaire allongée avec un cytoplasme vacuolaire [ROSHDY : 1969]. Nous n'avons pas retrouvé cette organisation. Cependant, nous n'avons pas été en mesure d'obtenir des coupes de la zone d'insertion de l'oviducte à l'oviducte commun, zone la plus représentative de cette organisation focale.

Le vagin et le tube connectif présentent la même histologie que celle rapportée par Roshdy [ROSHDY : 1969] et les autres auteurs dans la partie bibliographique : l'épithélium est recouvert par une fine couche de cuticule et est entouré par des bandes musculaires formées de cellules musculaires lisses. Le vagin comprend bien deux parties, présentant un soulèvement par de la cuticule. Ce soulèvement cuticulaire ne concerne que la partie vestibulaire du vagin chez *O.kelleyi* [SONENSHINE : 1970].

- **L'appareil respiratoire** : Les stigmates d'*I.ricinus* ont été très bien décrits par Pugh [PUGH & col.: 1988]. L'ensemble de sa description est en concordance avec nos résultats en dehors de la valve atriale. Il utilisait la microscopie électronique et a mis en évidence l'existence d'éléments musculaires mobilisant la valve atriale. Ces derniers n'ont pas été observés lors de notre étude en microscopie optique, ce qui reflète l'intérêt de la microscopie électronique pour compléter l'étude histologique optique. Le nombre des troncs trachéaux qui varie selon les espèces étudiées [Douglas : 1943 ; PUGH & col.: 1988 ; SONENSHINE : 1991] n'a pas été quantifiée dans notre étude. Notre méthode de coupe histologique ne permet pas un bon dénombrement.

Le reste de la description histologique et anatomique de cet appareil correspond aux résultats des autres auteurs et cela quelle que soit l'espèce étudiée [SONENSHINE : 1991].

- **L'appareil vasculaire et le système nerveux** : Ces deux appareils doivent faire l'objet d'études plus approfondies chez *I.ricinus*. En effet au sein de notre étude, nous n'avons pu que suivre les contours généraux de ces appareils et ne sommes pas assez précis sur la présence ou l'absence de sinus frontaux et sur le positionnement des différents ganglions. Nous ne pouvons pas présenter les particularités anatomiques d'*I.ricinus* en comparant nos résultats à ceux de Coons [COONS & col.: 1974] et d'Obenchain [OBENCHAIN & OLIVER jr : 1976a ; OBENCHAIN & OLIVER jr : 1976b].

Il est également nécessaire de rappeler que nous n'avons pas observé les tubes malpighiens, ceux-ci devant être soit perdus lors de la coupe des blocs, soit non remplis de cristaux et moins visibles sur nos coupes. Or Balashov rapportant leur existence [BALASHOV : 1958], nous pensons qu'il s'agit d'une perte de matériels lors de la coupe.

- **L'appareil musculaire du corps de la tique** : Ayant repris la nomenclature de Douglas chez *D.andersoni* [DOUGLAS : 1943], nous avons trouvé des correspondances pour l'ensemble des dénominations à l'exception de celles des muscles génitaux postérieurs qui chez *I.ricinus* ne correspond à aucun muscle. Une autre réserve sur la similitude de l'appareil musculaire de *D.andersoni* et d'*I.ricinus* est l'insertion des muscles postéro-accessoires qui s'insèrent sur les sillons génitaux de la face ventrale d'*I.ricinus* alors que chez *D.andersoni* ils s'insèrent au niveau de l'anus.

En dehors de ces deux ensembles il y a une grande concordance entre l'appareil musculaire de *D.andersoni* et d'*I.ricinus*.

L'anatomie générale d'*I.ricinus* révèle quelques particularités d'organisation comme la position des muscles, des glandes salivaires, des cæca, l'anatomie de l'œsophage, du tube connectif, de l'oviducte commun, et l'absence de réceptacle séminal qui diffère des autres espèces d'Argasidae et d'Ixodidae. Il apparaît réducteur de limiter l'anatomie et l'histologie des tiques à une seule représentation faite de l'assemblage hétéroclite d'éléments provenant d'espèces différentes.

Au cours de cette étude, nous avons pu compléter les données sur l'anatomie d'*I.ricinus* femelle. Ces données peuvent être utilisées pour la réalisation d'un atlas histologique et anatomique d'*I.ricinus* femelle. Il serait très intéressant de comparer cette anatomie avec celle des autres stades (larve et nymphe) pour comprendre les modifications tissulaires subies lors des mues et permettre d'améliorer la compréhension du passage des agents pathogènes d'un stade à l'autre.

Ce type d'étude est également intéressant à poursuivre chez les autres espèces de tiques françaises telles que *Rhipicephalus sanguineus* afin d'expliquer notamment les spécificités de biotope.

En dehors de la continuité de ce travail chez d'autres espèces, cette étude est utile pour les diverses recherches portant sur *Ixodes ricinus*. En effet, la compréhension de la disposition des organes permet d'étudier plus précisément la physiologie des glandes salivaires, la compréhension de la digestion chez la tique, la réalisation d'un vaccin et les modes de contamination d'*Ixodes ricinus* par des agents pathogènes.



## CONCLUSION

Les tiques sont les premiers vecteurs d'agents pathogènes en Europe. *Ixodes ricinus* en constitue la population la plus importante en France. Elles sont considérées essentiellement pour leur rôle vectoriel par la plupart des chercheurs et les agents pathogènes vectorisés par ces dernières sont connus et étudiés pour en déterminer leurs cycles et leurs modes de multiplications dans l'hôte vertébré.

Un point important pour étudier les pathogènes vectorisés chez la tique est la connaissance de son anatomie interne et son histologie. La bibliographie sur ces sujets ne décrit aujourd'hui le plus souvent qu'une anatomie globale commune à toutes les espèces ou alors se focalisent sur un petits nombres d'organes. Ainsi, les articles de synthèse présentent l'anatomie d'une tique comme étant similaire chez des familles très éloignées phylogénétiquement.

Il nous a semblé opportun par une démarche expérimentale de coupes histologiques sériées, de vérifier tout d'abord les descriptions anatomiques bibliographiques et ensuite de les compléter afin d'établir l'anatomie interne d'*I. ricinus* femelle. Nous avons donc étudié l'ensemble des organes de la tique, de l'ovaire aux stigmates en passant par le synganglion et les glandes salivaires.

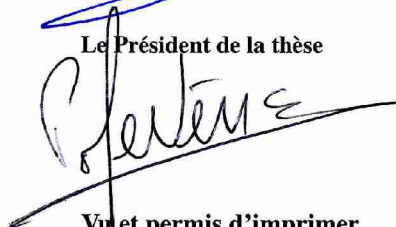
Les descriptions histologiques de ce travail facilite la reconnaissance des organes et sont notamment utilisables pour la réalisation d'un atlas histologique d'*I. ricinus* femelle. Ce travail pourra être utilisé à terme en immuno-histologie afin de situer précisément des agents pathogènes au sein de la tique. Il est également utile pour toutes les recherches portant sur *I. ricinus* : la connaissance précise de l'anatomie étant primordiale pour la compréhension de la physiologie, du comportement et pour la mise au point d'un vaccin contre ces parasites hématophages.

**Thèse de M Farge Christian Jean-marie**

**Le Professeur responsable  
VetAgro Sup campus vétérinaire**



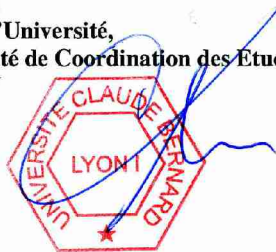
**Le Président de la thèse**



**Vu et permis d'imprimer**

Lyon, le 21 NOV. 2012

**Pour le Président de l'Université,  
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales,  
Professeur F.N GILLY**



**Le Directeur général  
VetAgro Sup**

Par déléation  
Pr F. Grain - DEVE  
VetAgro Sup  
Campus Vétérinaire



# BIBLIOGRAPHIE

AGBEDE R. I. S; KEMP D. H; 1984. Digestion in the cattle-tick *Boophilus microplus*: light microscope study of the gut cells in nymphs and females. *International Journal for Parasitology* 15 (2) : 147-157.

AGYEI A. D; RUNHAM N. W; 1994. Studies on the morphological changes in the midguts of two ixodid tick species *Boophilus microplus* and *Rhipicephalus appendiculatus* during digestion of the blood meal. *International Journal For Parasitology* 25 (1) : 55-62.

AKOV S; 1982. Blood digestion in ticks. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). *Physiology of ticks*. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 197-212.

ANDERSON J. F; MAGNARELLI L.A ; 2008. Biology of ticks. *Infectious Diseases Clinics of North America* 22 : 195-215.

ARTHUR D. R; 1946. The feeding mechanism of *Ixodes ricinus* L. *Parasitology* 37 (1) : 54-162

BALASHOV Y. S; 1958. The excretion processes and function of Malpighian tubules of Ixodid ticks. *Parazitologicheskij Sbornik* 18 : 120-128.

BALASHOV Y. S; RAIKHEL A. S; 1973. Electron microscope study of Malpighian tubules in unfed *Hyalomma asaticum*. *P. Sch. & E. Schl.* 1. Unfed female. *Parazitologiya* 7 (3) : 231-237.

BAUMANN D; PUSTERLA N; PÉTER O; GRIMM F; FOURNIER P. E; SCHÄR G; BOSSART W; LUTZ H; WEBER R; 2003. Fever after a tick bite: clinical manifestations and diagnosis of acute tick bite-associated infections in northeastern Switzerland. *Deutsche Medizinische Wochenschrift* 128 (19) : 1042-1047.

BELOZEROV V. N; 1982. Diapause and biological rhythms in ticks. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). *Physiology of ticks*. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 469-500.

BEUGNET F; CHALVET-MONFRAY K; LOUKOS H; 2009. FleaTickRisk: a meteorological model developed to monitor and predict the activity and density of three tick species and the cat flea in Europe. *Geospatial Health* 4 (1) : 97-113.

BINNINGTON K. C; OBENCHAIN F. D; 1982. Structure and function of the circulatory, nervous, and neuroendocrine systems of ticks. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds) *Physiology of ticks*. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 351-398.

BOWESSIDJAOU J; BROSSARD M; AESCHLIMANN A; 1977. Effects and duration of resistance acquired by rabbits on feeding and egg laying in *Ixodes Ricinus L.* Experientia 33 : 548-550.

BOWMAN A. S; COONS L. B;. NEEDHAM G. R;. SAUER J. R; 1997. Tick saliva: recent advances and implications for vector competence. Medical and Veterinary Entomology 11 : 277-285.

BRINTON L. P; OLIVIER jr J. H; 1971. Gross Anatomical, Histological, and cytological aspect of ovarian development in *Dermacentor andersoni* Stiles (acari : ixodidae). The journal of Parasitology 57 (4) : 708-719.

BUSSIERAS J; CHERMETTE R; 1991. Abrégé de parasitologie vétérinaire fascicule IV Entomologie vétérinaire. Ecole Nationale Vétérinaire Maisons-Alfort Service Parasitologie. Paris. FRANCE : 163p.

CAMICAS J-L; HERVY J-P; ADAM F; MOREL P-C; 1998. LES TIQUES DU MONDE nomenclature, stades décrits, hôtes, répartition. Ostom édition. Paris. FRANCE : 256p.

CHRISTOPHERS S. R; 1906. The anatomy and histology of ticks. Office of the superintendent of government printing. Calcutta. INDIA : 70p.

COONS L. B; ROSHDY M. A; 1973. Fine structure of the salivary glands of unfed male *Dermacentor variabilis* (SAY) (IXODOIDEA: IXODIDAE). The journal of parasitology 59 (5) : 900-912.

COONS L. B; ROSHDY M. A; AXTELL R. C; 1974. Fine structure of the central nervous system of *Dermacentor variabilis* (Say), *Amblyomma americanum* (L.), and *Argas arboreus* Kaiser, Hoogstraal, and Khol (ixodoidea). The Journal of Parasitology 60 (4) : 687-698.

CUISANCE D; RIOUX J-A; 2004. Current status of medical and veterinary entomology in France: endangered discipline or promising science?. Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases 27 : 377-392.

CUPPS E. W; 1991. Biology of ticks. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice 21 (1) : 1-26.

DOLP R. M; 1970. Biochemical and physiological studies of certain ticks (ixodoidea). qualitative and quantitative studies of hemocyte. Journal of Medical entomology 7 (3) : 277-288.

DOUGLAS J. R; 1943. The internal anatomy of *Dermacentor Andersoni* Stiles. University of California Publications in Entomology 7 (10) : 207-272.

EDWARDS K. T; GODDARD J; VARELA-STOKES A. S; 2009. Examination of the Internal Morphology of the Ixodid Tick, *Amblyomma maculatum* Koch, (Acari: Ixodidae); a “How-to” Pictorial Dissection Guide. *Midsouth Entomologist* 2 : 28–39.

ESTRADA-PEÑA A; MARTINEZ J.M; SANCHEZ ACEDO C; QUILEYZ J; DEL CACHO E; 2004. Phenology of the tick *Ixodes Ricinus*, in its southern distribution range (central Spain). *Medical and Veterinary Entomology* 18 : 387-397.

ESTRADA-PEÑA A; VENZAL J.M; 2006. Changes in Habitat Suitability for the Tick *Ixodes ricinus* in Europe (1900-1999). *Ecohealth* 3 : 154-162.

FLYNN P. C; REUBEN KAUFMAN W; 2010. Female ixodid ticks grow endocuticle during the rapid phase of engorgement. *Experimental Applied Acarology* 53 (2) : 167-178.

FOELIX R. F; AXTELL R. C; 1971. Ultrastructure of Haller's Organ in the Tick *Amblyomma Americanum* (L.). *Zeitschrift für Zellforschung Und Mikroskopische Anatomie* 124 : 275-292.

GEORGE J. C; CHASTEL C ; 2002. Maladies vectorielles à tiques et modifications de l'écosystème en Lorraine. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique* 95 : 95-99.

GRANDJEAN O; AESCHLIMANN A; 1973. Contribution to the study of digestion in ticks" histology and fine structure of the mid gut epithelium of *Ornithodoros moubata*, Murray (Ixodoidea, Argasidae). *Acta Tropica* 30 : 193-212.

GRANDJEAN O; 1984. Blood digestion in *Ornithodoros moubata*, Murray sensu stricto Walton (Ixodoidea Argasidae) females I. biochemical changes in the mid-gut lumen and ultra structure of the mid-gut cell, related to intracellular digestion. *Acarologia* 25 : 147-163.

GRANDJEAN O; 1989. Blood digestion in *Ornithodoros moubatan*, Murray sensu stricto Walton females (Ixodoidea Argasidae) II. Modifications of mid-gut cells related to the digestive cycle and to the triggering action of mating. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée* 58 (5) : 493-514.

GRAY J. S ; 1998. The ecology of ticks transmitting Lyme borreliosis. *Experimental & Applied Acarology* 22 : 249-258.

GRENACHER S; KRÖBER T; GUERIN P. M; VLIMANT M; 2001. Behavioral and chemoreceptor cell responses of the tick, *Ixodes ricinus*, to its own faeces and faecal constituents. *Experimental and Applied Acarology* 25 : 641–660.

GUETARD M; 2001. *Ixodes Ricinus* : morphologie, biologie, élevage, données bibliographiques. Thèse de doctorat vétérinaire. école nationale vétérinaire de Toulouse. France: 196p.

HACKMAN R. H; FILSHIE B. K; 1982. The tick cuticule. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). Physiology of ticks. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 1-42.

HART B. L; 2000. Role of grooming in biological control of ticks. *Annals New York Academy of Sciences* 916 (1) : 565-569.

HEALY J. A; BOURKE P; 2008. Aggregation in the tick *Ixodes ricinus*(Acari:Ixodidae):Use and reuse of questing vantage point. *Journal of Medical Entomology* 45 : 222-228.

JACOT S; 2003. Etude des gènes exprimés au cours du repas sanguin dans l'intestin de la tique *Ixodes ricinus*. Thèse de doctorat en science. Université de Neuchâtel. SUISSE : 104p.

JENSEN P. M; 2000. Host seeking activity of *Ixodes ricinus* ticks based on daily consecutive flagging samples. *Experimental and Applied Acarology* 24 : 695-708.

KAUFMAN W. R; SAUER J. R; 1982. Ion and water balance in feeding ticks: mechanisms of tick excretion. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). Physiology of ticks. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 213-244.

KEMP D. H; STONE B. F; BINNINGTON K. C; 1982. Tick attachment and feeding: role of the mouth-parts, feeding apparatus, salivary gland secretions and the host response. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). Physiology of ticks. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 119-168.

KRANTZ G. W; WALTER D. E; 2009. A manual of acarology. Third Edition. Texas tech University Press. Lubbock. USA : 807p.

LEES A. D; 1947. The sensory physiology of the sheep tick, *Ixodes ricinus* L. *Journal of Experimental Biology* 25 : 145-207.

L'HOSTIS M; DUMON H; DORCHIES B; BOISDRON F; GORENFLOT A; 1995. Seasonal incidence and ecology of the tick *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) on grazing pastures in Western France. *Experimental & Applied Acarology* 19 : 211-220.

MOREL P. C; CAMICAS J. L; 1977a. Position systématique et classification des tiques (*Acaridia* : *Ixodida*). *Acarologia* 18 (3) : 410-420.

NODA H; MUNDERLOH U. G; KURTTI T J; 1997. Endosymbionts of ticks and their relationship to *Wolbachia spp.* and tick-borne pathogens of humans and animals. *Applied And Environmental Microbiology* 63 (10) : 3926-3932.

OLIVIER jr J. H; 1989. Biology and systematics of ticks (Acari : Ixodida). *Annual Review of Ecology and Systematics* 20 : 397-430.

- OBENCHAIN F. D; OLIVIER jr J. H;1976a. Peripheral nervous system of the ticks, *Amblyomma tuberculatum* Marx and *Argas radiatus* Railliet. The Journal of Parasitology 62 (5) : 811-817.
- OBENCHAIN F. D; OLIVIER,jr J. H; 1976b. The heat and arterial circulatory system of ticks (Acari : Ixodoidea). Journal of Arachnology 3 : 57-74.
- PEREZ C; RODHAIN F; 1977. Biologie d'*Ixodes ricinus* L,1758.I. Ecologie, cycle évolutif. Bulletin de la Société de Pathologie Exotique 70 (2) : 187-192.
- PERRET J-L; GUIGNOZ E; RAIS O; GERU L; 2000. Influence of saturation deficit and temperature on *Ixodes ricinus* tick questing activity in a Lyme borreliosis-endemic area (Switzerland). Parasitology Research 86 : 554-557.
- PERRET J-L; GUERIN P. M; DIEHL P. A; VILMANT M; GERN L; 2003. Darkness induces mobility, and saturation deficit limits questing duration, in the tick *Ixodes ricinus*. The Journal of Experimental Biology 206 : 1809-1815.
- PEREZ-EID C; 2009. Les tiques identification, biologie, importance médicale et vétérinaire: Lavoisier. Paris. FRANCE : 316p.
- PUGH P. J. A; KINH P. E; FORBY M.R; 1988. The spiracle of *Ixodes ricinus*(L.) (Ixodidae :Metastigmata : Acarina) : a passive diffusion barrier for water vapor. Zoological Journal of the Linnean Society 93 : 113-131.
- RAGEAU J; 1972. Répartition géographique et rôle pathogène des tiques (acariens : argasidae et ixodidae) en france. Wiadomosci Parazytologiczne 18 (4-5-6) : 707-719.
- REUBEN KAUFAMAN W; 2010. Ticks : physiological aspects with implications for pathogen transmission. Ticks and Tick-borne Disease 1 : 11-22.
- ROSHDY M.A; 1962. Comparative internal morphology of subgenera of argas ticks (Ixodoidea, Argasidae). 2. subgenus Chiropterargas : *Argas boueti* Roubaud and Colas-BElcour,1933. The Journal of Parasitology 48 (4) : 623-630.
- ROSHDY M.A; 1966. Comparative internal morphology of subgenera of argas ticks (Ixodoidea, Argasidae). 4. subgenus Ogadenus: *Argas brumpti* Neumann1907. The Journal of Parasitology 52 (4) : 776-782.
- ROSHDY M.A; 1969. Structure of the female reproductive system of *Ixodes ricinus* and its bearing on the affinity of Ixodes to other Ixodid genera. The journal of Parasitology 55 (5) : 1078-1083.
- RUDZINSKA M. A; SPIELMAN A; LEWENGRUB S; PIESTMAN J; KARAKASHIAN S;

1982. Penetration of the peritrophic membrane of the tick by *Babesia microti*. Cell and Tissues Research 221 : 471-481.

SCHÖL H; SIERBERZ J; GÖBEL E; GOTHE R; 2001. Morphology and structural organization of Gne's organ in *Dermacentor reticulatus* (Acari: Ixodidae). Experimental and Applied Acarology 25 (4) : 327-352.

SAMSON K; 1909. Zur Anatomie und Biologie von *Ixodes ricinus* L. Zeitschrift für wissenschaftliche Zoologie 93 : 185-236

SHOUKREY N. M; SWEATMAN G. K; 1984. The peripheral nervous and muscular systems of the tick *Argas arboreus*. Canadian Journal Of zoology 62 : 863-926.

SONENSHINE D. E; GREYSON J. D; 1970. A contribution to the internal anatomy and histology of the bat tick *ornithodors kelleyi* Cooley and Khols 1941. 1. The alimentary system, with notes on the food channel in *Ornithodors denmarki* Khols, Sonenshine and Clifford, 1965. Journal Medical of Entomology 7 (1 ) : 46-64.

SONENSHINE D. E; 1970. A contribution to the internal anatomy and histology of the bat tick *ornithodors kelleyi* cooley and khols 1941. 2. The reproductive, muscular, respiratory, excretory and nervous systems. Journal Medical of Entomology 7 (3) : 289-312.

SONENSHINE D. E; SILVERSTEIN R. M; COLLINS L. A; SAUNDERS M; FLYNT C; HOMSHER P. J; 1977. Foveal glands, source of sex pheromone production in the ixodid tick *Dermacentor andersoni* Stiles. Journal of Chemical Ecology 3 (6) : 695-706

SONENSHINE D. E; TAYLOR D; CARSON K C; 1986. Chemically mediated behavior in acari : adaptations for finding Hosts and Mates. Journal of Chemical Ecology 12 (5) : 1091-1108.

SONENSHINE D. E; 1991. Biology of ticks volume1. Oxford university press. New york. USA: 447p.

SONENSHINE D.E; 2004. Pheromones and other semiochemicals of ticks and their use in tick control. Parasitology 129 (supplement): S405-S425.

SPENCER L. T; BANCROFT J. D; 2008. Tissue processing. In BANCROFT J. D; GAMBLE M;(eds).Theory and Practice of Histological Techniques, 6th Edition. Churchill Livingstone Elsevier. Chine: 83-92

TARNOWSKI B. I; COONS L. B; 1989.Ultra-structure of the mid-gut and blood meal digestion in the adult tick *Dermacentor variabilis*. Experimental & Applied Acarology 6 : 263-289.

WALADE S.M; RICE M. J; 1982. The sensory basis of ticks feeding behaviour. *in* OBENCHAIN F. D; GALUN R; (eds). Physiology of ticks. Pergamon Press. Paris. FRANCE : 71-118.

ZHU Z; GERN L; AESCHLIMANN A; 1991. The peritrophic membrane of *Ixodes ricinus*. Parasitology Research 77 (7) : 635-641.

site de l' European concerted action on lyme borreliosis

[http://meduni09.edis.at/eucalb/cms\\_15/index.php?](http://meduni09.edis.at/eucalb/cms_15/index.php?)

[option=com\\_content&view=article&id=53:tick-life-cycle&catid=57:biology-cat1&Itemid=87](http://meduni09.edis.at/eucalb/cms_15/index.php?option=com_content&view=article&id=53:tick-life-cycle&catid=57:biology-cat1&Itemid=87). **Le 23 octobre 2012.**

# **ANNEXES**



## COLORATION HEMATOXYLINE & EOSINE

Coloration des coupes en paraffine pour tout tissu mais spécialement adaptée au système nerveux

### MODE OPERATOIRE

#### **Préparation de l'hématoxyline de Harris acidifiée :**

##### **Solution «A» :**

- Hématoxyline.....5g
- Ethanol absolu.....50ml

##### **Solution «B» :**

- Alun de potassium ou d'Ammonium.....100g
- Eau désionisée.....1000ml
- Oxyde rouge de mercure.....2,5g
- Acide acétique glacial.....40ml

#### **Hématoxyline de Harris acidifiée prête à l'emploi**

- SHANDON

#### **Préparation de l'éosine jaunâtre :**

- Eosine jaunâtre.....2g
- Eau du robinet.....100ml
- Formaldéhyde .....0,2ml

#### **Préparation du carbonate de lithium à saturation :**

- Carbonate de lithium.....1,5g
- Eau distillée.....100ml

#### **Coloration :**

- Bain de déparaffinage :
  - ii. Ottix.....10mn
  - iii. Ottix.....10mn
  - iv. Ottix Shapper.....5mn
- Bain de réhydratation :
  - alcool 90° .....2mn
  - alcool 70° .....2mn
  - eau du robinet.....2mn
- Bain de Hématoxyline de Harris acidifiée.....10mn
- Bain d'eau du robinet.....10mn
- Bain de carbonate de lithium à saturation.....30s
- Bain d'eau du robinet.....10mn
- Bain d'Eosine jaunâtre.....4mn
- Bain d'eau courante.....5mn
- Bain de déhydratation :
  - Ottix Shapper.....5mn
  - Ottix.....10mn
  - Ottix.....10mn

#### **Résultats :**

Les coupes sont d'un bleu intense et l'éosine doit être le moins marqué possible.

- Noyaux : très bleus
- Cytoplasmes : rosés

## COLORATION LUXOL FAST BLUE

Coloration du tissu nerveux et plus spécialement de la myéline.

### MODE OPERATOIRE

#### **Préparation des réactifs :**

##### **Réactifs prêts à l'emploi**

- Luxol Fast Blue selon Kluver et Barrera Fab.
- Cresyl Violet selon Kluver et Barrera Fab. DIAPATH S.r.l.

##### **Réactifs préparés :**

- **Solution «A»** : Luxol Fast Blue
  - Luxol Fast Blue MBSN.....1 g
  - Alcool Ethylique à 95°.....1 litre
  - Acide Acétique à 10%.....5 mlFiltrer avant usage. Solution stable au moins 1 an.
- **Solution «B»** : Violet de Cresyl
  - Cresyl echt Violet de Grubler's à 0,1%  
ou
  - Cresyl Violet de Coleman et Bell à 0,25%Avant utilisation ajouter 5 gouttes d'acide acétique à 10% pour 30 ml de solution. Filtrer.  
[Pour la solution de Coleman et Bell chauffer avant la filtration]

#### **Coloration :**

- Déparaffiner : alcool absolu, alcool 95°
- Colorer toute la nuit (16 à 24h) dans la solution «A» à 56-60°C
- Laver à l'alcool 95° pour extraire l'excès de colorant (temps d'attente possible)
- Laver à l'eau distillée (temps d'attente possible)
- Différencier quelques secondes dans du carbonate de lithium à 0,05% (10-20 secondes)
- Continuer la différenciation dans l'alcool à 70° jusqu'à ce que l'on puisse distinguer les substances grises et blanches
- Laver à l'eau distillée
- Colorer 10 mn dans la solution «B»
- Différencier dans l'alcool 95° (2 mn)
- Passer rapidement le matériel dans trois bains successifs : Alcool absolu, Ottix Shapper et Ottix
- Déposer une lamelle et observer.

#### **Résultats :**

- Fibres de myéline : bleues à bleues vertes
- Cellules : roses à violettes

## COLORATION PERLS

Coloration du fer de l'hémosidérine, il est nécessaire de toujours colorer en parallèle une lame témoin de Perls positive.

### MODE OPERATOIRE

#### **Préparation des réactifs**

##### **Réactifs prêts à l'emploi**

- KIT BIO-OPTICA pour coloration de Perls ref:04-180807
- DIAMOUNT de chez Diapath, ref : 03400/A
- ALCOOL ABSOLU Normapur de 2,5l de chez VWR, ref:20821321
- OTTIX SHAPPER en2,5l de chez microm, ref : 02070078
- OTTIX en 5l chez «MICROM», ref T 02070059

##### **Réactifs préparés**

- Solution à préparer à l'aide du kit : (réactif A et réactif B)
- 1ml de réactif A+ 3ml d'H<sub>2</sub>O distilléE+ 0,4 ml de réactif B

En fonction du nombre de lames à colorer on peut augmenter la quantité en respectant ces proportions.

#### **Coloration**

- Après réhydratation des coupes.
- Utilisation du kit de coloration de Perls. : lames posées à plat sur un portoir dessus un récipient.
- Recouvrir les lames de la solution préparée précédemment pendant 20min
- Remettre les lames dans un portoir métallique pour les laver dans un bain d'eau distillée pendant 1 min
- Reposer les lames à plat sur le portoir au dessus du récipient.
- Verser 10 gouttes du réactif c du kit et attendre 5 min.
- Rincer les lames en les passant dans des bains d'eau distillée jusqu'à ce que l'eau des bains reste incolore.
- Passer le portoir métallique contenant les lames dans un bain d'alcool absolu
- Mettre le portoir dans un bain d'Ottix shapepr pendant 30 s
- Mettre le portoir dans un premier bain d'Ottix pendant 5 min
- Mettre le portoir dans un deuxième bain d'Ottix pendant 5 min
- Mettre le portoir dans un troisième bain d'Ottix pendant au moins 5 min
- Monter les lames : disposer sur les lamelles couvre-objets une goutte de liquide de montage Diamount
- Prendre la première lame du troisième bain d'Ottix, la poser délicatement, coupe contre la lamelle (l'Ottix et le milieu de montage Diamount se rejoignent par capillarité afin d'éviter les bulles)
- Faire sécher les lames sur un portoir.

#### **Résultats**

Tissu avec substance positive au Perls (sels ferriques) colorée en bleu, les noyaux et le cytoplasme sont colorés en rosé.

## COLORATION PAS

Coloration qui permet la mise en évidence et la détection dans les tissus des glucides tels que les homoglycanes, les hétéroglycanes, les homopolyaminosaccharides, les glycoprotéines et les glycolipides.

### MODE OPERATOIRE

#### **Préparation des réactifs :**

##### **Réactifs prêts à l'emploi**

- ALCOOL ABSOLU Normapur de 2,5l de chez VWR, réf:20821321
- OTTIX SHAPPER en 2,5l de chez «MICROM», réf : 02070078
- OTTIX en 5l chez «MICROM», réf T 02070059
- HEMALUN en solution selon Meyer de chez Merck, réf:1.09249.2500
- REACTIF DE SCHIFF prêt à l'emploi de chez Merck, réf : 1.9033.0500
- ACIDE PERIODIQUE de chez Flucka, réf 77310 en 25 g, à 1% dans H2O distillée
- DIAMOUNT de chez Diapath, réf : 03400/A

#### **Coloration :**

Après réhydratation des coupes :

- Mettre les lames dans un portoir métallique.
- Mettre le portoir dans l'acide périodique pendant exactement 10 min
- Mettre le portoir dans un bain d'eau distillée pendant 1 min
- Mettre le portoir dans le réactif de Schiff pendant 30 min
- Mettre le portoir dans un bain d'eau du robinet pendant 1 min
- Mettre le portoir dans l'hémalun pendant exactement 2 min
- Mettre le portoir dans plusieurs bains d'eau du robinet successifs jusqu'à ce que l'eau reste incolore
- Passer le portoir dans un bain d'alcool absolu
- Mettre le portoir dans un bain d'Ottix shapper pendant 30 s
- Mettre le portoir dans un premier bain d'Ottix pendant 5 min
- Mettre le portoir dans un deuxième bain d'Ottix pendant 5 min
- Mettre le portoir dans un troisième bain d'Ottix pendant au moins 5 min
- Monter les lames : disposer sur les lamelles couvre-objets une goutte de liquide de montage Diamount
- Prendre la première lame du troisième bain d'Ottix, la poser délicatement coupe contre la lamelle (l'Ottix et le milieu de montage Diamount se rejoignent par capillarité afin d'éviter les bulles).
- Faire sécher les lames sur un portoir

#### **Résultats :**

On obtient un tissu dont la substance positive au PAS est colorée en rose à rouge-pourpre.

**NOM PRENOM :** FARGE Christian

**TITRE :** Etude de l'anatomie interne des femelles *Ixodes ricinus*

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, 11 décembre 2012

**RESUME :**

L'anatomie des tiques est basée sur un conglomérat d'éléments morphologiques issus d'études sur des espèces différentes. Cette imprécision nuit à la recherche sur les vecteurs des maladies parasitaires. L'objectif de ce travail a consisté en la réalisation de coupes histologiques sériées de femelles *Ixodes ricinus* permettant l'étude de l'anatomie de cette tique. La réalisation de ces coupes permet la constitution d'un pool d'images histologiques facilitant la reconnaissance des organes de la tique pour un travail ultérieur.

**MOTS CLES :**

- tiques
- morphologie (biologie)
- anatomie
- Ixodes
- histologie

**JURY :**

Président :	Monsieur le Professeur Patrick Mertens
1er Assesseur :	Monsieur le Professeur Lionel Zenner
2ème Assesseur :	Madame la maître de conférence Claire Becker
Membre invité :	Monsieur le maître de conférence Patrick belli

**DATE DE SOUTENANCE :** 11 décembre 2012

**ADRESSE DE L'AUTEUR :**

8 allée des saules- Le Châter  
69340 FRANCHEVILLE