

Année 2014

**LES PRINCIPAUX PARASITES DES HÉRISSONS
D'EUROPE (*Erinaceus europaeus*) ADMIS AU
CENTRE DE SAUVEGARDE DE LA FAUNE
SAUVAGE D'ALFORT (CEDAF)**

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

le.....

par

Gaël BERTHÉVAS

Né le 5 juin 1986 à Gien (Loiret)

JURY

Président : Pr.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : M. Pascal ARNÉ
Maître de conférences à l'ENVA

Assesseur : M. Bruno POLACK
Maître de conférences à l'ENVA

LISTE DES MEMBRES DU CORPS ENSEIGNANT

Directeur : M. le Professeur GOGNY Marc

Directeurs honoraires : MM. les Professeurs : COTARD Jean-Pierre, MIALOT Jean-Paul, MORAILLON Robert, PARODI André-Laurent, PILET Charles, TOMA Bernard.

Professeurs honoraires : Mme et MM. : BENET Jean-Jacques, BRUGERE Henri, BRUGERE-PICOUX Jeanne, BUSSIERAS Jean, CERF Olivier, CLERC Bernard, CRESPEAU François, DEPUTTE Bertrand, MOUTHON Gilbert, MILHAUD Guy, POUCHELON Jean-Louis, ROZIER Jacques.

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)

Chef du département par intérim : M. GRANDJEAN Dominique, Professeur - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Professeur

<p>UNITE DE CARDIOLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CHETBOUL Valérie, Professeur * - Mme GKOUNI Vassiliki, Praticien hospitalier - Mme SECHI-TREHIOU, Praticien hospitalier <p>UNITE DE CLINIQUE EQUINE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. AUDIGIE Fabrice, Professeur - M. DENOIX Jean-Marie, Professeur - Mme BERTONI Lélia, Maître de conférences contractuel - Mme GIRAUDET Aude, Praticien hospitalier * - M. LECHARTIER Antoine, Maître de conférences contractuel - Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Praticien hospitalier - Mme TRACHSEL Dagmar, Maître de conférences contractuel <p>UNITE D'IMAGERIE MEDICALE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme PEY Pascaline, Maître de conférences contractuel - Mme STAMBOULI Fouzia, Praticien hospitalier <p>UNITE DE MEDECINE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme BENCHEKROUN Ghita, Maître de conférences contractuel - M. BLOT Stéphane, Professeur* - Mme FREICHE-LEGROS Valérie, Praticien hospitalier - Mme MAUREY-GUENEC Christelle, Maître de conférences <p>UNITE DE MEDECINE DE L'ELEVAGE ET DU SPORT</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CLERO Delphine, Maître de conférences contractuel - M. GRANDJEAN Dominique, Professeur * - Mme YAGUIYAN-COLLIARD Laurence, Maître de conférences contractuel 	<p>DISCIPLINE : NUTRITION-ALIMENTATION</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. PARAGON Bernard, Professeur <p>DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CHAHORY Sabine, Maître de conférences <p>UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. BLAGA Radu Gheorghe, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - M. CHERMETTE René, Professeur - Mme FAIVRE Noëlle, Praticien hospitalier - M. GUILLOT Jacques, Professeur * - Mme LAGRANGE Isabelle, Praticien hospitalier - Mme MARGNAC Geneviève, Maître de conférences - M. POLACK Bruno, Maître de conférences <p>UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. FAYOLLE Pascal, Professeur - M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences - M. MANASSERO Mathieu, Maître de conférences contractuel - M. MOISSONNIER Pierre, Professeur* - Mme RAVARY-PLUMIOEN Bérange, Maître de conférences (rattachée au DPASP) - Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Professeur - M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences <p>DISCIPLINE : URGENCE SOINS INTENSIFS</p> <ul style="list-style-type: none"> - Vacant <p>DISCIPLINE : NOUVEAUX ANIMAUX DE COMPAGNIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. PIGNON Charly, Praticien hospitalier
--	---

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)

Chef du département : M. MILLEMANN Yves, Professeur - Adjoint : Mme DUFOUR Barbara, Professeur

<p>UNITE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Maître de conférences - M. BOLNOT François, Maître de conférences * - M. CARLIER Vincent, Professeur <p>UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme DUFOUR Barbara, Professeur* - Mme HADDAD/HOANG-XUAN Nadia, Professeur - Mme PRAUD Anne, Maître de conférences - Mme RIVIERE Julie, Maître de conférences contractuel <p>UNITE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. ADJOU Karim, Maître de conférences * - M. BELBIS Guillaume, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - M. HESKIA Bernard, Professeur contractuel - M. MILLEMANN Yves, Professeur 	<p>UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CONSTANT Fabienne, Maître de conférences - M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Mme MAENHOUDT Cindy, Praticien hospitalier - Mme MASSE-MOREL Gaëlle, Maître de conférences contractuel - M. MAUFFRE Vincent, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - M. REMY Dominique, Maître de conférences* <p>UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. ARNE Pascal, Maître de conférences* - M. BOSSE Philippe, Professeur - M. COURREAU Jean-François, Professeur - Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur - Mme LEROY-BARASSIN Isabelle, Maître de conférences - M. PONTER Andrew, Professeur
--	--

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)

Chef du département : Mme COMBRISSEON Hélène, Professeur - Adjoint : Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences

<p>UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. CHATEAU Henry, Maître de conférences* - Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur - M. DEGUEURCE Christophe, Professeur - Mme ROBERT Céline, Maître de conférences <p>DISCIPLINE : ANGLAIS</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CONAN Muriel, Professeur certifié <p>UNITE DE BIOCHIMIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences* - M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences <p>DISCIPLINE : BIostatISTIQUES</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. DESQUILBET Loïc, Maître de conférences <p>DISCIPLINE : EDUCATION PHYSIQUE ET SPORTIVE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. PHILIPS Pascal, Professeur certifié <p>DISCIPLINE : ETHOLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme GILBERT Caroline, Maître de conférences <p>UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme ABITBOL Marie, Maître de conférences - M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur* 	<p>UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences* - M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur - Mme LALOY Eve, Maître de conférences contractuel - M. REYES GOMEZ Edouard, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel <p>UNITE DE PATHOLOGIE GENERALE MICROBIOLOGIE, IMMUNOLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur - Mme LE ROUX Delphine, Maître de conférences - Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur* <p>UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur - M. PERROT Sébastien, Maître de conférences - M. TISSIER Renaud, Professeur* <p>UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme COMBRISSEON Hélène, Professeur - Mme PILOT-STORCK Fanny, Maître de conférences - M. TIRET Laurent, Maître de conférences* <p>UNITE DE VIROLOGIE</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. ELOIT Marc, Professeur - Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences *
---	---

* responsable d'unité

REMERCIEMENTS

Au Professeur,

Professeur à la faculté de médecine de Créteil,
Pour me faire l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.
Hommage respectueux.

À Monsieur Arné,

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,
Pour sa précision dans ses propos, ses conseils judicieux, sa patience, son investissement et sa disponibilité dans l'élaboration de ce travail,
Sincères remerciements.

À Monsieur Polack,

Maître de conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort,
Pour avoir accepté de prendre part à ce travail, pour ses précieuses illustrations, et pour sa relecture attentive,
Remerciements respectueux.

À toute l'équipe du CEDAF, passée, présente ou à venir,
Pour tout ce que vous faites pour ces animaux que tant de personnes délaissent,
Merci.

À tout le service de parasitologie,
Merci pour votre aide, pour vos conseils, pour avoir accepté de répondre à mes questions improbables, et pour m'avoir aidé à progresser en parasitologie,
Remerciements respectueux.

À mon père,
Parti trop tôt, pour tout l'amour que tu as pour tes fils,
Merci pour tout et pour le reste.

À ma mère,
Pour tout le temps et l'amour que m'as consacré, en toute occasion,
Merci pour ton affection, ton soutien et ta patience.

À mon frère,
Pour tous les bons moments qu'on a passés ensemble, pour toutes les expériences diverses et variées que l'on a vécues ensemble, ou éloignés,
Sois heureux.

À toute ma famille,
Pour tous les instants de bonheur passés ensemble, entrecoupés de longues séparations,
Merci pour toute la joie que vous m'avez apportée.

À mes ANCIENS, à mes amis et amies Nocasses et à mes nombreux poulots de première et deuxième génération, et tout ceux qui n'en font pas partie mais que j'aime bien quand même,
Merci pour tous les bons moments que l'on a pu passer ensemble, et à bientôt.

À tout ceux qui m'ont formé de mon enfance à aujourd'hui, sans qui je n'écrirais pas cette phrase, pour la passion et le savoir qu'ils ont acceptés de partager avec moi.
Remerciements respectueux.

À tout ceux que je n'ai pas mentionnés, mais que j'aurais dû mentionner,
Remerciements respectueux.

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION.....	9
PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE	11
1. Présentation du hérisson d'Europe	11
1.1. Classification	11
1.2. Morphologie externe : Le hérisson, un mammifère singulier.	11
1.2.1. Dimension et masse.....	11
1.2.2. Tégument et protection contre les prédateurs.....	12
1.2.3. Tête et organes des sens	13
1.2.4. Membres	13
1.2.5. Appareil reproducteur et sexage des animaux.....	14
1.3. Biologie et écologie du Hérisson	14
1.3.1. Aire de répartition et biotopes exploités.....	14
1.3.2. Exploitation du domaine vital	16
1.3.3. L'alimentation.....	16
1.3.4. La reproduction	19
Maturité et activité sexuelle	19
Parade nuptiale et accouplement	20
Gestation.....	20
Mise bas.....	21
Allaitement et sevrage	21
Développement de la progéniture	22
1.3.5. L'hibernation.....	23
Intérêts de l'hibernation	23
Préparation de l'hibernation	23
1.4. Bilan : Liens entre biologie, écologie et risque d'infestation parasitaire chez le hérisson d'Europe.....	24
1.5. Statut juridique	26
1.5.1. Principaux textes protégeant le hérisson	26
1.5.2. La convention de Berne (Conseil de l'Europe, 1979).....	26
1.5.3. Liste des mammifères protégés	27
2. Les principaux parasites du hérisson d'Europe.....	27
2.1. Arthropodes	27
2.1.1. Insectes : <i>Archaeopsylla erinacei</i> et autres siphonaptères parasites du hérisson d'Europe.....	27
Généralités sur les siphonaptères du hérisson d'Europe	27
Espèces de siphonaptères parasites du hérisson d'Europe	27
Description et critères d'identification de <i>Archaeopsylla erinacei</i>	28
Cycle évolutif d' <i>Archaeopsylla erinacei</i>	30
Méthodes de mise en évidence des siphonaptères.....	30
Prévalence des siphonaptères du hérisson d'Europe.....	30
Pouvoir pathogène d' <i>A. erinacei</i>	30
Potentiel zoonotique d' <i>A. erinacei</i>	31
2.1.2. Insectes : les diptères parasites du hérisson d'Europe.....	31
Généralités sur les diptères du hérisson d'Europe	31
Espèces de diptères parasites d' <i>E. europaeus</i>	31
Description et critères d'identification des diptères du hérisson d'Europe.....	32

Cycle évolutif des diptères	32
Méthodes de mise en évidence des larves de diptères	33
Prévalence des myiases	33
Pouvoir pathogène des agents de myiase	33
2.1.3. Acariens <i>Ixodidae</i> parasites du hérisson d'Europe : <i>P. hexagonus</i> et <i>I. ricinus</i>	34
Généralités sur les tiques du hérisson d'Europe.....	34
Espèces d' <i>Ixodidae</i> parasites d' <i>E. europaeus</i>	34
Description et critères d'identification de <i>P. hexagonus</i>	35
Description et critères d'identification de <i>I. ricinus</i>	36
Cycle évolutif des <i>Ixodidae</i>	37
Cycle évolutif de <i>P. hexagonus</i>	37
Cycle évolutif d' <i>I. ricinus</i>	38
Méthodes de mise en évidence des <i>Ixodidae</i>	39
Prévalence des <i>Ixodidae</i>	40
Pouvoir pathogène des <i>Ixodidae</i>	40
2.1.4. Acaridiés psoriques : les agents des gales	40
Généralités sur les Acaridiés psoriques d' <i>E. europaeus</i>	40
Acaridiés psoriques parasites d' <i>E. europaeus</i>	40
Description et critères d'identification <i>Caparinia tripilis</i> , principal Acaridié psorique d' <i>E. europaeus</i>	42
Cycle évolutif de <i>Caparinia tripilis</i> , MICHAEL, 1889.....	42
Méthodes de mise en évidence des Acaridiés psoriques du hérisson d'Europe.....	42
Prévalence des Acaridiés psoriques d' <i>E. europaeus</i>	43
Pouvoir pathogène des acarioses psoriques.....	43
2.1.5. Acariens : <i>Demodex erinacei</i>	44
Généralités sur <i>Demodex erinacei</i>	44
<i>Demodex erinacei</i> et classification.....	44
Description et critères d'identification de <i>Demodex erinacei</i>	44
Cycle évolutif de <i>Demodex erinacei</i>	45
Méthodes de mise en évidence de <i>Demodex erinacei</i>	45
Prévalence de <i>Demodex erinacei</i>	45
Pouvoir pathogène de <i>Demodex erinacei</i>	45
2.2. Champignons.....	45
2.2.1. Dermatophytes : <i>Trichophyton mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	45
Généralités sur les dermatophytes d' <i>E. europaeus</i>	45
<i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i> et classification.....	45
Description et critères d'identification de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	46
Cycle évolutif de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	47
Méthodes de mise en évidence de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	47
Prévalence de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	47
Pouvoir pathogène de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	47
Potentiel zoonotique de <i>T. mentagrophytes</i> var. <i>erinacei</i>	48
2.2.2. Autres champignons	49
2.3. Helminthes	50
2.3.1. Nématodes : <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	50
Généralités sur les <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	50
<i>Capillariidae</i> parasites d' <i>E. europaeus</i>	50
Description et critères d'identification des <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	51
Cycle évolutif de <i>E. aerophilus</i>	52

Méthodes de mise en évidence des <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	52
Prévalence des <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	52
Pouvoir pathogène des <i>Capillariidae</i> d' <i>E. europaeus</i>	53
2.3.2. Nématodes : <i>Crenosoma striatum</i>	54
Généralités sur <i>Crenosoma striatum</i>	54
Classification de <i>Crenosoma striatum</i>	54
Description et critères d'identification de <i>Crenosoma striatum</i>	54
Cycle évolutif de <i>C. striatum</i>	56
Méthodes de mise en évidence de <i>Crenosoma striatum</i>	57
Prévalence de <i>Crenosoma striatum</i>	57
Pouvoir pathogène de <i>Crenosoma striatum</i>	58
2.3.3. Nématodes : <i>Physaloptera clausa</i>	58
2.3.4. Trématodes : <i>Brachylaemus erinacei</i>	58
Généralités sur <i>Brachylaemus erinacei</i>	58
Classification de <i>Brachylaemus erinacei</i>	59
Description et critères d'identification de <i>Brachylaemus erinacei</i>	59
Cycle évolutif de <i>Brachylaemus erinacei</i>	59
Méthodes de mise en évidence de <i>Brachylaemus erinacei</i>	59
Prévalence de <i>Brachylaemus erinacei</i>	59
Pouvoir pathogène de <i>Brachylaemus erinacei</i>	60
2.3.5. Autres trématodes.....	60
2.3.6. Cestodes : <i>Hymenolepis erinacei</i>	60
Généralités sur <i>Hymenolepis erinacei</i>	60
Classification d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	60
Description et critères d'identification d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	61
Cycle évolutif d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	62
Méthodes de mise en évidence d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	62
Prévalence d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	63
Pouvoir pathogène d' <i>Hymenolepis erinacei</i>	63
2.3.7. Acanthocéphales : <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i> et <i>Nephridorhynchus major</i>	63
Généralités sur les Acanthocéphales	63
Espèces d'Acanthocéphales parasites du hérisson et classification	63
Description et critères d'identification de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	64
Cycle évolutif de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	64
Méthodes de mise en évidence de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	65
Prévalence de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	65
Pouvoir pathogène de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	65
2.4. Protozoaires du hérisson d'Europe.....	65
2.4.1. <i>Cryptosporidium</i> sp.	65
Généralités sur les cryptosporidioses	65
Cryptosporidies du hérisson d'Europe et classification	65
Description et critères d'identification des Cryptosporidies d' <i>E. europaeus</i>	66
Cycle évolutif de <i>C. parvum</i>	67
Méthodes de mise en évidence de <i>C. parvum</i>	68
Prévalence de <i>Cryptosporidium</i> sp.....	69
Pouvoir pathogène de <i>Cryptosporidium</i> sp.	69
2.4.2. Coccidies d' <i>E. europaeus</i>	69
Généralités sur les Coccidies.....	69
Classification des Coccidies d' <i>E. europaeus</i>	69

Description et critères d'identification.....	70
Cycle évolutif d' <i>Isospora</i> sp.	70
Méthode de mise en évidence des Coccidies	71
Prévalence des coccidies d' <i>E. europaeus</i>	71
Pouvoir pathogène des Coccidies du hérisson	71
2.5. Thérapeutique antiparasitaire	72
DEUXIÈME PARTIE : L'ACCUEIL DES HÉRISSONS AU CEDAF	75
1. Présentation du CEDAF	75
2. Statistique des hérissons admis au CEDAF	75
2.1. Nombre de hérissons d'Europe admis au CEDAF.....	76
2.2. Stratification des entrées selon l'âge.....	79
Conséquences de la répartition des naissances pour les centres de soins pour les animaux de la faune sauvage	82
2.3. Motifs d'entrée des hérissons d'Europe admis au CEDAF.....	82
2.4. Motifs de sortie des hérissons d'Europe admis au CEDAF.....	84
3. Réception des hérissons au CEDAF.....	85
4. Examen clinique.....	85
5. Triage des animaux	86
6. Hébergement	87
7. Alimentation.....	89
8. Soins.....	89
9. Réhabilitation	90
10. Relâcher.....	90
Relâchers et hibernation, conséquences pour les centres de soins.....	91
TROISIÈME PARTIE : PROTOCOLE EXPERIMENTAL	93
1. Introduction	93
1.1. Buts de cette étude.....	93
1.2. Recherche de parasites et examens complémentaires	93
2. Description de l'échantillon d'étude	93
3. Matériel et méthodes	94
3.1. Examen clinique	94
3.2. Examens complémentaires destinés à préciser l'étiologie de lésions cutanées....	95
3.3. Coproscopie quantitative par flottaison au MgSO ₄ saturé, méthode quantitative de McMaster.....	95
3.4. Coproscopie par la méthode de Baermann.....	95
3.5. Lavage broncho-alvéolaire	96
3.6. Autopsie	97
3.7. Etude statistique	98
4. Résultats	98
4.1. Répartition annuelle des hérissons de l'échantillon en fonction du mois, du sexe et de l'âge	98
4.2. Parasites externes	99
4.2.1. <i>Ixodidae</i>	99
4.2.2. Siphonaptères	100
4.2.3. Diptères	100
4.2.4. Acarioses psoriques.....	101
4.2.5. Dermatophytose	101
4.2.6. Autres ectoparasites.....	102
4.2.7. Influence du mois sur l'infestation par les parasites	102
4.2.8. Influence de l'âge sur l'infestation par les parasites	103

4.2.9.	Influence de l'infestation par les ectoparasites sur le taux de survie	104
4.3.	Résultats concernant les parasites internes.....	104
4.3.1.	Résultats des coproscopies par flottation selon la méthode de McMaster .	105
4.3.2.	Résultats des coproscopies selon la méthode de Baermann.....	105
4.3.3.	Résultats des lavages broncho-alvéolaires	105
4.4.	Résultats des autopsies	106
5.	Discussion	106
5.1.	Critique du protocole et améliorations possibles	106
5.2.	Résultats et confrontation avec la littérature	108
5.3.	Utilisation pratique des résultats	109
	Importance du dépistage des parasitoses.....	109
	Prise en charge des parasitoses urgentes	110
	Prise en charge des zoonoses et des maladies contagieuses.....	111
	Prise en charge des parasitoses non urgentes	111
CONCLUSION		113

LISTE DES FIGURES

Figure 1.	Anatomie externe d'un hérisson juvénile anesthésié, déroulé, vue dorsale.....	12
Figure 2.	Piquants du hérisson	12
Figure 3.	Musculature peaucière du hérisson.....	13
Figure 4.	Membres antérieur (à gauche) et postérieur (à droite) d'un hérisson d'Europe	13
Figure 5.	Hérissons d'Europe femelle (à gauche) et mâle (à droite)	14
Figure 6.	Aire de répartition originelle d' <i>E. europaeus</i>	15
Figure 7.	Cycle biologique du hérisson d'Europe en France.....	20
Figure 8.	Hérisson âgé de moins de 48 h	22
Figure 9.	Critères de reconnaissance d' <i>Archeopsylla erinacei</i>	29
Figure 10.	Anatomie d'une larve de diptère de stade 3	32
Figure 11.	Observation macroscopique d'une myiase sur un hérisson blessé.....	33
Figure 12.	Critères d'identification de <i>P. hexagonus</i> femelle adulte.....	35
Figure 13.	<i>Ixodes ricinus</i> femelle adulte	36
Figure 14.	Cycle évolutif d'une tique triphasique, par exemple <i>P. hexagonus</i>	37
Figure 15.	Cycle évolutif d' <i>I. ricinus</i>	39
Figure 16.	Critères de reconnaissance de <i>Caparinia tripilis</i>	42
Figure 17.	Lésions cutanées chez un hérisson d'Europe atteint d'une acariose psorique	43
Figure 18.	Anatomie externe de <i>Demodex erinacei</i>	44
Figure 19.	Aspect farineux de deux cultures de <i>T. m. var erinacei</i> (recto).....	46
Figure 20.	Lésions cutanées provoquées par <i>T. mentagrophytes var. erinacei</i> sur l'oreille d'un hérisson	48
Figure 21.	Dermatophytose à <i>T. m. var erinacei</i> compliquée d'une pyodermite granulomateuse généralisée.....	48
Figure 22.	Lésions zoonotiques de <i>Trichophyton m. var erinacei</i> sur la paume d'une main ...	49
Figure 23.	description de <i>Eucoleus aerophilus</i>	51
Figure 24.	Critères d'identification de <i>Crenosoma striatum</i>	55
Figure 25.	Cycle évolutif de <i>Crenosoma striatum</i>	56
Figure 26.	Observation macroscopique d'adultes de <i>Crenosoma striatum</i> dans un poumon lors d'une autopsie de hérisson	57
Figure 27.	Œuf embryonné d' <i>Hymenolepis</i> sp. (<i>Cyclophyllidea</i>).....	61

Figure 28. Cycle évolutif des <i>Cyclophyllidea</i> - type général	62
Figure 29. Critères d'identifications de <i>Plagiorhynchus cylindraceus</i>	64
Figure 30. Ookystes de <i>Cryptosporidium</i> sp. observés au microscope optique à l'objectif x100 après une coloration de Henricksen (fuchsine).....	66
Figure 31. Cycle évolutif de <i>Cryptosporidium parvum</i>	67
Figure 32. Observation d'ookystes de <i>Cryptosporidium</i> sp. lors d'une flottation au saccharose.....	68
Figure 33. Ookystes sporulé et non sporulés de coccidies	70
Figure 34. Cycle évolutif d' <i>Isospora</i> sp.	71
Figure 35. Évolution du nombre annuel de hérissons d'Europe admis au CEDAF entre 2000 et 2011, en fonction de leur âge	76
Figure 36. Nombre annuel de journées d'hospitalisations de hérissons de 2000 à 2011.....	77
Figure 37. Effectifs annuels de hérissons, de mammifères et d'animaux accueillis au CEDAF entre 2000 et 2011	78
Figure 38. Pourcentages annuels de hérissons et de mammifères parmi les animaux admis au CEDAF entre 2000 et 2011.....	79
Figure 39. Âge des hérissons admis au CEDAF entre 2000 et 2011	79
Figure 40. Effectif cumulé de hérissons pris en charge au CEDAF entre 2000 et 2011, en fonction du mois d'admission.....	80
Figure 41. Nombre mensuel de hérissons pris en charge au CEDAF, de 2000 à 2011	81
Figure 42. Nombre de jeunes hérissons pesant de 1 à 100 g (juvéniles non sevrés) et de 101 à 200 g (juvéniles en début de sevrage), pris en charge au CEDAF de 2000 à 2011, selon le mois d'arrivée	81
Figure 43. Motifs d'entrée des hérissons d'Europe admis au CEDAF de 2000 à 2011 inclus. 83	
Figure 44. Variations annuelles des motifs d'entrée des hérissons admis au CEDAF, de 2000 à 2011	84
Figure 45. Motifs de sortie des hérissons d'Europe admis au CEDAF de 2000 à 2011 inclus 85	
Figure 46. Cage utilisée au CEDAF pour l'installation d'un hérisson, munie de ses équipements indispensables.....	88
Figure 47. Remplissage d'une cellule de McMaster.....	95
Figure 48. Montage de Baermann, avant d'être recouvert par le papier aluminium.....	96
Figure 49. Lavage broncho-alvéolaire chez un hérisson d'Europe.....	97
Figure 50. Répartition mensuelle des mois d'arrivée des hérissons de l'étude	98
Figure 51. Répartition des sexes des hérissons de l'étude	99
Figure 52. Répartition des âges des hérissons de l'étude.....	99

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Sources alimentaires du hérisson d'Europe au Royaume-Uni.....	17
Tableau 2. Principales espèces d'insectes retrouvées dans l'estomac de hérissons de Nouvelle-Zélande	18
Tableau 3. Composition du lait de hérissonne et comparaison avec le colostrum et le lait de chienne.....	21
Tableau 4. Estimation de l'âge approximatif d'un jeune hérisson	23
Tableau 5. Bilan sur les paramètres biologiques influençant le risque de transmission directes ou indirecte de parasites lors des activités saisonnière du hérisson d'Europe	25
Tableau 6. Autres espèces de siphonaptères retrouvées chez <i>E. europaeus</i>	28
Tableau 7 : Autres espèces d'acariens décrites.....	41

Tableau 8. Coloration de Ziehl Nielsen modifiée (coloration de Henricksen)	68
Tableau 9. Protocoles de traitement des ectoparasitoses du hérisson d'Europe	72
Tableau 10. Protocoles de traitement des endoparasitoses du hérisson d'Europe	73
Tableau 11. Nombre moyen annuel de journées d'hospitalisations par hérisson	77
Tableau 12. Motifs de sortie des hérissons admis au CEDAF entre 2000 et 2011, stratifiés en fonction de leur âge	85
Tableau 13. Répartition corporelle des œufs et larves de diptères de 25 hérissons atteints d'une myiase	100
Tableau 14. Répartition corporelle des lésions cutanées de 5 hérissons atteints d'une acariose psorique	101
Tableau 15. Répartition corporelle de lésions provoquées par le champignon <i>Trichophyton mentagrophytes. var. erinacei</i> sur 11 hérissons.....	101
Tableau 16. Nature des lésions observées sur 12 hérissons porteurs symptomatiques de <i>Trichophyton mentagrophytes var. erinacei</i>	102
Tableau 17. Nombre mensuel cumulé de hérissons infestés par les tiques, les puces, ou présentant une myiase, une gale symptomatique ou une teigne symptomatique	102
Tableau 18. Influence de l'âge sur l'infestation par les parasites.....	103
Tableau 19. Influence de l'infestation par les ectoparasites sur le taux de survie	104
Tableau 20. Résultats des coproscopies par flottaison selon la méthode de McMaster.....	105
Tableau 21. Résultats parasitaires de l'autopsie de 19 hérissons d'Europe	106

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1. Spécialités employées au CEDAF	122
Annexe 2. Fiche technique : installer seul un hérisson en cage et assurer son entretien au quotidien	123

LISTE DES ABRÉVIATIONS

- CEDAF : Centre D'Accueil de la Faune sauvage de l'ENVA
- CITES : Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction
- ELISA : Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay, (littéralement « dosage d'immunoabsorption par enzyme liée »)
- ENVA : École Nationale Vétérinaire d'Alfort
- J.O. : Journal Officiel
- J.O.R.F. : Journal Officiel de la République Française.
- IUCN. International Union for Conservation of Nature (Union Internationale pour la Conservation de la Nature)
- OPG : Œufs par gramme
- UFCS : Union Française des Centres de Sauvegarde

INTRODUCTION

Le hérisson d'Europe présente un corps de mammifère primitif et un tégument ultra-spécialisé, recouvert de piquants, lui permettant de se mettre en boule au moindre danger : son anatomie singulière le rattache, tout comme les autres espèces de hérissons, à l'ordre des *Erinaceomorpha*.

Le hérisson d'Europe est un mammifère nocturne commun en France, que tout le monde connaît et peut reconnaître. De nombreuses personnes l'ont déjà croisé, de nuit le plus souvent, en lisière de forêt ou même dans un jardin. C'est un animal sauvage, protégé en France, et sa détention en captivité y est donc strictement interdite. Ainsi, en cas de problème compromettant sa survie dans le milieu naturel, seuls les centres de sauvegarde de la faune sauvage sont habilités à le prendre en charge jusqu'à son relâcher incluant une phase de réhabilitation. C'est l'un des mammifères les plus couramment admis dans ces centres, et même le premier mammifère en termes d'admission au Centre d'accueil de la faune sauvage de l'ENVA (CEDAF). Les hérissons sont fréquemment infestés de parasites, aussi bien internes qu'externes. C'est l'une des dominantes pathologiques de cette espèce.

La biologie singulière du hérisson d'Europe, sa fréquence d'admission en centre de soins et la forte prévalence de ses parasites, nécessitent une prise en charge spécifique du hérisson par les structures habilitées, où une attention particulière doit être accordée aux parasites.

C'est en participant aux soins des hérissons du CEDAF, lors d'un stage complémentaire à ma formation vétérinaire, que j'ai compris à quel point les parasites des hérissons sont omniprésents : les parasitoses y sont en effet nombreuses et variées (parasitoses respiratoires, digestives et cutanées).

Le CEDAF ne dispose que de moyens matériels, humains et financiers limités, ce qui ne permet de procéder qu'à des examens complémentaires simples, et en nombre limité. Ils ont néanmoins un intérêt évident pour la prise en charge thérapeutique des hérissons tout comme pour le suivi de leur évolution. Par ailleurs, les documents disponibles en français sur les parasites des hérissons sont peu nombreux, souvent anciens et très incomplets.

Ce travail porte donc sur les principaux parasites des hérissons d'Europe (*Erinaceus europaeus*) admis au centre de sauvegarde de la faune sauvage d'Alfort (CEDAF).

Les objectifs de cette étude sont les suivants :

- synthétiser les données bibliographiques pertinentes sur la biologie d'*E. europaeus* nécessaires à sa prise en charge en centre de soins ;
- colliger les connaissances essentielles sur les principaux parasites d'*E. europaeus* décrits dans la littérature scientifique ;
- décrire la prise en charge d'*E. europaeus* au CEDAF ;

- identifier les parasites d'*E. europaeus* couramment rencontrés et recherchés au CEDAF, avec une quantification lorsque cela est possible.

Ce travail commence donc par une étude bibliographique sur la biologie du hérisson, et sur ses parasites, se poursuit par la présentation de la prise en charge des hérissons au CEDAF, et se termine par une étude des données cliniques parasitaires recueillies dans les dossiers des hérissons d'Europe admis au CEDAF de 2009 à 2011. Ces données concernent la population des hérissons recueillis au CEDAF, avec le biais d'échantillonnage que cela représente et ne prétend donc pas établir la prévalence des parasites chez les hérissons vivant en milieu naturel

PREMIÈRE PARTIE : ÉTUDE BIBLIOGRAPHIQUE

1. Présentation du hérisson d'Europe

1.1. Classification

Carl von Linné a décrit pour la première fois le genre *Erinaceus* en 1758 (Linné 1758) : le hérisson d'Europe est un petit mammifère au corps recouvert de piquants, présentant une dentition particulière.

Longtemps rattaché à l'ordre des « insectivores », lequel comprenait les « mammifères placentaires, occasionnellement insectivores », tel que les hérissons (genre *Erinaceus*), les taupes (genre *Talpa*), les tenrecs (famille des *Tenrecidae*) et les musaraignes (genre *Sorex*). Les critères d'inclusions étant vagues, les espèces intégrées dans ce groupe ont varié au fil du temps. Selon Lecomte et Le Guyader (2001), cet ordre n'est plus valide aujourd'hui.

Dans la classification actuelle établie sur des bases phylogénétiques, les hérissons sont des *Eutheria* (mammifères placentaires), appartenant à l'ordre des *Erinaceomorpha* et à la famille des *Erinaceidae*. Selon Frost *et al.* (1991), celle-ci comprend la sous famille des *Erinaceinae* (qui inclut les hérissons, dont *Erinaceus europaeus*) et la sous famille des *Hylomyinae* (qui regroupe les gymnures).

1.2. Morphologie externe : Le hérisson, un mammifère singulier.

L'anatomie des hérissons est proche de celle des mammifères primitifs, à l'exception de leur tégument.

1.2.1. Dimension et masse

Les adultes mesurent 20 à 30 cm de long, du nez jusqu'au bout de la queue, pour 12 à 13 cm de hauteur maximale. Leur masse varie considérablement selon l'âge et la période de l'année. Les hérissons mâles sont légèrement plus grands et plus lourds que les femelles. Un hérisson sauvage adulte pèse de 350 (au réveil d'hibernation) à 2200 g pour un mâle adulte en automne âgé de plusieurs années. Les oreilles et la queue mesurent environ 1 cm et 2 cm respectivement (Morris et Berthoud, 2002) (figure 1).

Les hérissons maintenus en captivité peuvent souffrir d'obésité morbide et dépasser les 2 kg à toute saison. Ils sont alors incapables de se mettre en boule et de se protéger des prédateurs.

Figure 1. Anatomie externe d'un hérisson juvénile anesthésié, déroulé, vue dorsale



(Photographie personnelle)

1.2.2. Tégument et protection contre les prédateurs

Le hérisson d'Europe est généralement de couleur brune, avec des variations de teintes selon l'origine géographique. Quelques individus sont blonds, blancs, noirs ou albinos. Chez les adultes, environ 7000 piquants recouvrent le dos et le sommet de la tête. Les zones couvertes de piquants sont dépourvues de poils, lesquels raides et peu denses recouvrent la tête, les membres et le ventre. Les poils du ventre et de la tête sont de même couleur chez *E. europaeus*.

Les piquants sont des poils modifiés, de structure creuse et rigide, d'environ 20 mm de long pour 2 mm de diamètre. Ils permettent à la fois de repousser la plupart des prédateurs, et d'absorber les chocs (en cas de chute par exemple). Ils sont colorés par une succession de bandes blanches et brunes disposées en alternance sur toute leur longueur (figure 2). Le renouvellement des piquants est progressif chez les adultes. Les juvéniles renouvellent leurs premiers piquants par des mues successives.

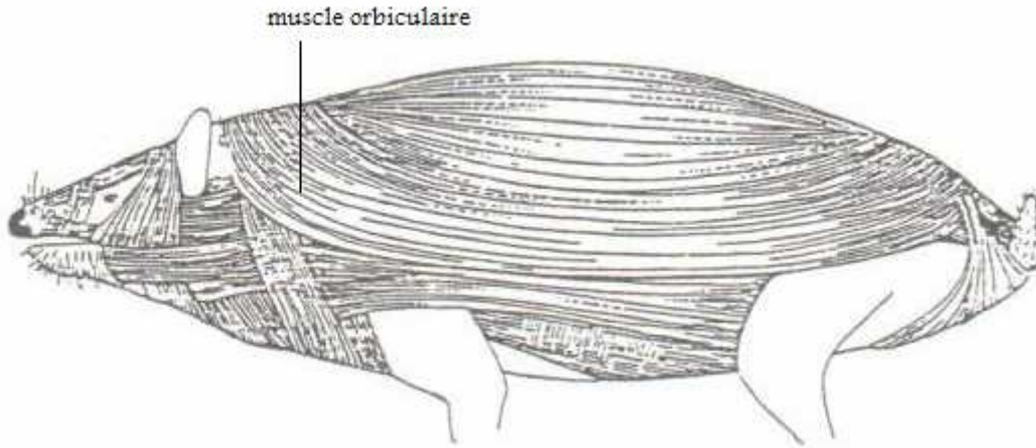
Figure 2. Piquants du hérisson



Photographie personnelle.

En cas de danger, le hérisson hérisse ses piquants en contractant ses muscles, puis prend la fuite ou se roule en une boule impénétrable, pointant ses piquants dans toutes les directions, grâce à son muscle orbiculaire (figure 3). Il peut aussi crier, siffler et rarement mordre.

Figure 3. Musculature peaucière du hérisson



D'après Platel *et al.* (1991)

1.2.3. Tête et organes des sens

La tête du hérisson est de forme conique et se termine par une truffe humide de couleur noire. Son odorat est très développé et joue un rôle primordial dans son orientation. Ses yeux sont brillants, noirs, légèrement proéminents et de taille moyenne. L'ouïe et l'odorat sont les sens les plus développés chez le hérisson qu'il utilise pour repérer ses proies.

1.2.4. Membres

Les membres des hérissons sont dissimulés en partie par de longs poils recouvrant les flancs. Leur taille réelle est souvent sous-estimée car on voit plus souvent les hérissons accroupis que debout. Chaque membre se termine par cinq doigts ou cinq orteils, munis de longues griffes. Les mains sont morphologiquement différentes des pieds (figure 4). Le hérisson est plantigrade.

Figure 4. Membres antérieur (à gauche) et postérieur (à droite) d'un hérisson d'Europe

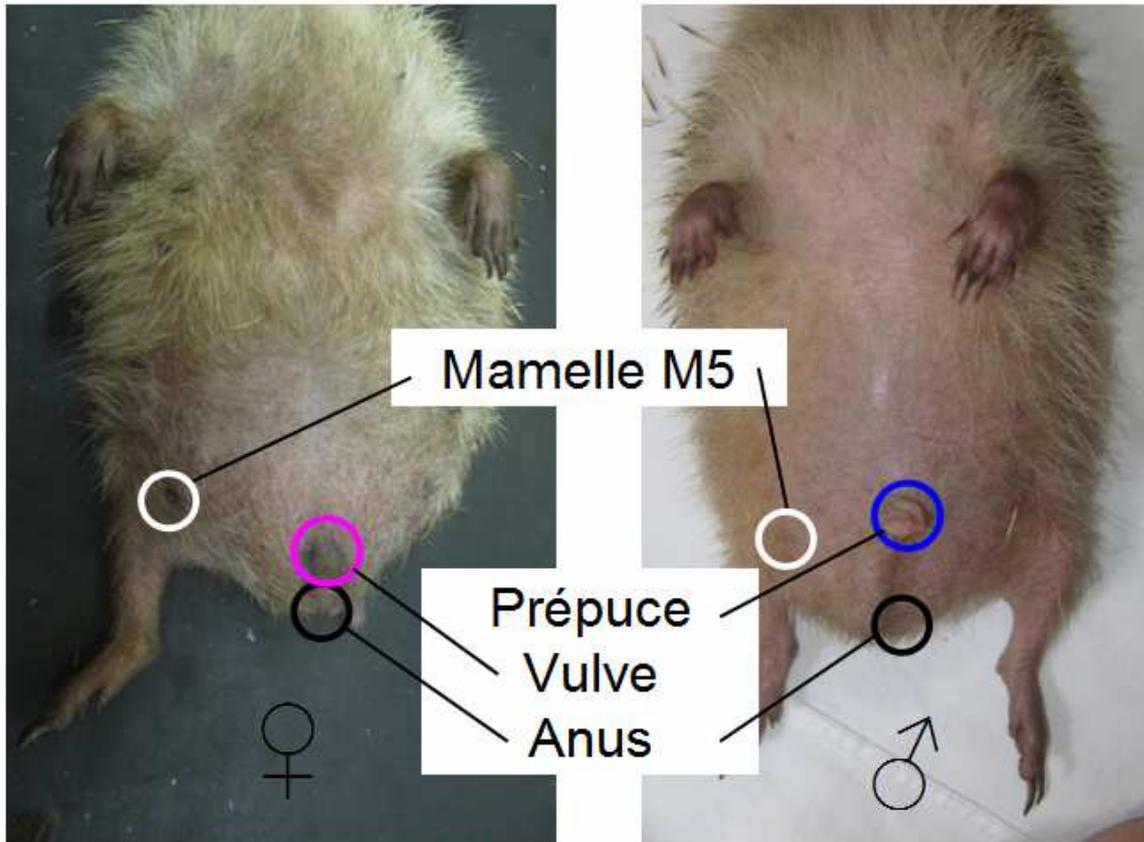


(Photographies personnelles)

1.2.5. Appareil reproducteur et sexage des animaux

Mâles et femelles possèdent 5 paires de mamelles. On sexe les hérissons en évaluant la distance ano-génitale qui est nettement inférieure chez les femelles (figure 5). Le prépuce est éloigné de l'anوس : il est situé chez l'adulte crânialement à la cinquième paire de mamelles. La vulve est par contre proche de l'anوس, se localisant caudalement à la cinquième paire de mamelles. Les testicules sont intra-abdominaux. Ils peuvent être palpés, tout comme le pénis, entre l'anوس et le prépuce, de part et d'autre du plan médian. Le pénis peut être extériorisé manuellement.

Figure 5. Hérissons d'Europe femelle (à gauche) et mâle (à droite)



Photographies personnelles

1.3. Biologie et écologie du Hérisson

1.3.1. Aire de répartition et biotopes exploités

D'après l'IUCN (2013), la répartition géographique naturelle d'*E. europaeus* (figure 6) comprend tous les pays d'Europe de l'Ouest, et s'étend à l'Est, de la Croatie aux pays Baltes (Slovénie, Hongrie, Biélorussie et Lituanie exceptés). A cette liste, s'ajoutent la Russie et les pays Scandinaves. *E. europaeus* a aussi été introduit en Nouvelle-Zélande où il est en compétition avec la faune locale.

Figure 6. Aire de répartition originelle d'*E. europaeus*
Source : IUCN (2013).



Les milieux naturels où l'on retrouve le plus grand nombre de hérissons sont les prairies, les haies, les terres agricoles et les lisières de forêts (Haigh, 2012). Toutefois, les populations urbaines de hérissons ont tendance à se densifier, en particulier à proximité immédiate des habitations, dans les jardins publics et privés.

Le biotope adéquat pour le hérisson est un environnement pourvoyeur de ressources alimentaires suffisantes, lui offrant des possibilités de s'abriter quotidiennement et pour hiberner. Son aire de répartition étendue témoigne de l'existence actuelle de biotopes adéquats dans de nombreux pays.

1.3.2. Exploitation du domaine vital

E. europaeus est un animal nocturne. En temps normal, il se repose en journée et est actif la nuit. Si les besoins nutritionnels sont accrus (femelle allaitante, préparation de l'hibernation), il peut être actif en journée. Mais le plus souvent les hérissons retrouvés en activité en pleine journée sont malades.

La recherche de nourriture représente la moitié du budget-temps du hérisson avec deux périodes d'activités principales. Le premier pic a lieu peu après le crépuscule et le deuxième en deuxième partie voire en fin de nuit.

Dans l'étude de Haigh *et al.* (2012), la superficie moyenne du territoire d'un hérisson mâle ($56 \text{ ha} \pm 0,7$) est plus importante que celui d'une femelle ($16,5 \text{ ha} \pm 0,5$) en période d'activité, au sud de l'Irlande.

Moss et Sanders ont publié en 2001 une méta-analyse sur l'estimation de la superficie des territoires des hérissons à partir des résultats de six études. Les superficies sont très variables selon le milieu et la méthode utilisée et vont de 0,5 ha pour un mâle juvénile à 197 ha pour un mâle adulte. Le mâle a un territoire deux à trois fois plus étendu que la femelle. Une estimation de la superficie du domaine vital du hérisson varie de 2,4 à 8,0 ha chez les mâles et de 1,4 à 5,2 ha chez les femelles.

Les suivis de déplacements de hérissons montrent que le hérisson mâle se déplace, en moyenne, plus que la femelle (Wroot, 1984 ; Riber, 2006). Jackson (2003) a enregistré, sur les îles Hébrides extérieures en Écosse, les déplacements de 18 hérissons à l'aide d'émetteurs radio et de marqueurs phosphorescents. En moyenne, les hérissons mâles parcourraient 4 km par nuit contre 2 km pour les femelles.

Les trajets des hérissons mâles en rut sont aussi plus rectilignes que celui des femelles (Wroot, 1984). Shanahan *et al.* (2007) l'ont confirmé plus récemment en étudiant précisément le trajet de 30 hérissons (15 mâles et 15 femelles) en période d'activité sexuelle en Nouvelle-Zélande. Les hérissons dévidaient des bobines de fils en se déplaçant, puis la position du fil était relevée régulièrement par GPS. Lors du rut, l'accroissement de la distance parcourue et un trajet plus rectiligne augmentent la probabilité de rencontrer une partenaire, mais aussi une voiture (Dowding *et al.*, 2010 ; Haigh *et al.*, 2012).

Lors du rut, les hérissons mâles qui se croisent peuvent se battre, et donc entrer en contact direct. Hors période de reproduction, les contacts sont rares car les congénères s'évitent et changent de direction quand ils se rencontrent.

1.3.3. L'alimentation

Les hérissons sont omnivores à tendance carnivore. Ils consomment essentiellement des Invertébrés, dont une grande quantité d'Arthropodes. Ils mangent les proies qui se trouvent à leur portée, et ne constituent pas de réserves extérieures de nourriture. *E. europaeus* présente 24 dents déciduales remplacées par 36 dents permanentes vers l'âge de 3-4 mois. Sa formule dentaire est I3/2, C 1/1, P 3/2, M 3/3.

Le régime alimentaire du hérisson au Royaume-Uni a été étudié précisément par Yalden (1976) à partir du contenu alimentaire de 137 estomacs non vides de hérissons. Son étude, résumée sur le tableau 1 permet de mettre en valeur l'importance quantitative et qualitative des espèces consommées par le hérisson d'Europe. Parmi les animaux consommés, on retrouve des Annelides, Mollusques, Arthropodes, et des Chordés. Les lombrics et les coléoptères y tiennent une place très importante.

Tableau 1. Sources alimentaires du hérisson d'Europe au Royaume-Uni
D'après Yalden (1976)

Embranchement	Classe ou Ordre	Famille ou autres	Pourcentage d'occurrence	Pourcentage de la masse stomacale
<i>Annelida</i>	<i>Clitellata</i>	<i>Lumbricidae</i> (Lombric)	34,3	13,0
<i>Mollusca</i>	<i>Gastropoda</i>	<i>Limacidae - Arionidae</i>	22,6	4,1
		<i>Helicidae</i>	3,6	0,6
<i>Arthropoda</i>	<i>Insecta</i>	<i>Coleoptera - Carabidae</i> (carabe)	59,9	8,0
		<i>Coleoptera - Scarabaeoidea</i> (bousier, hanneton)	21,2	16,8
		<i>Coleoptera - Autres coléoptères</i> (dont charançons)	34,3	2,4
		<i>Coleoptera - Sous total</i>	73,7	27,2
		<i>Diptera - Tipulidae</i> (larves)	4,4	1,2
		<i>Diptera - Imago</i>	11,7	0,1
		<i>Lepidoptera - Larve</i> (chenille)	48,9	2,6
		<i>Dermaptera</i> (perce oreille)	57,7	3,3
		<i>Hymenoptera - Apoidea</i> (abeille)	13,1	2,7
		<i>Hymenoptera - Autres</i> (fourmi)	4,4	0,3
	<i>Arachnida</i>	<i>Myriapoda - Diplopoda</i> (mille-pattes)	40,1	3,4
		<i>Myriapoda - Chilopoda</i> (centipède)	1,5	0,1
		<i>Opiliones</i> (faucheur)	17,5	0,1
		<i>Araneidae</i> (araignée aranéomorphe)	17,5	0,1
	<i>Malacostraca</i>	<i>Isopoda</i>	2,2	0,1
<i>Nematoda</i>	<i>Secernentea</i>	<i>Ascari</i>	7,3	-
<i>Chordata</i>	<i>Aves</i>	Plume *	16,1	1,1
		Œuf *	11,0	10,7
	<i>Mammalia</i>	Non précisé	11,7	5,3
Autres			27,0	0,4

* : sur-évaluation provoquée par les techniques d'échantillonnage : piégeage en utilisant des œufs et des oiseaux morts comme appât.

Jones *et al.* (2005) ont analysé le contenu de 319 estomacs de hérissons en Nouvelle-Zélande. Le tableau 2 répertorie les ordres, familles et certaines espèces auxquels appartiennent les insectes consommés par le hérisson d'Europe en Nouvelle-Zélande. Les coléoptères occupent cette fois encore une place primordiale.

Tableau 2. Principales espèces d'insectes retrouvées dans l'estomac de hérissons de Nouvelle-Zélande
D'après Jones *et al.* (2005). NP : non précisé.

Ordres	Principales familles consommées	Exemples d'espèces	Occurrence	Nombre d'estomacs étudiés
Coleoptera	Scarabaeidae	<i>Costelytra zealandica</i> <i>Costelytra odontrea</i>	81%	192
	Chrysomelidae	<i>Chrysomela sp.</i>		
	Tenebrionidae	NP		
	Elateridae	NP		
	Carabidae	<i>Metaglymma aberrans</i>		
Lepidoptera	Rhopalocera	NP	52%	192
	Heterocera	NP		
Dermaptera	NP	NP	50%	192
Hymenoptera	Apidea	<i>Bombus sp.</i>	42%	192
	Pompilidae	NP		
	Vespidae	NP		
	Formicidae	NP		
Orthoptera	Acrididae	<i>Phaulacridium marginale</i>	9%	319
	Anostostomatidae	<i>Hemiandrus sp.</i> <i>Hemideina maori</i>	22%	319

Les insectes les plus régulièrement retrouvés dans ces deux études appartiennent aux coléoptères (dans 73 à 81 % des estomacs analysés), dont une majorité de scarabées et de carabes, aux lépidoptères (49 à 52 %), dont une majorité sous forme de chenilles, et aux dermaptères (50 à 58 %).

Les hérissons consomment aussi des annélides (*Lumbricidae*), des diptères, des odonates, et plus rarement des arachnides et des myriapodes. La présence des annélides en surface dépend de la saison et du niveau des précipitations.

Les gastéropodes (*Helicidae*, dont *Helix aspersa* et *Arionidae*, dont *Arion subfuscus*) font couramment partie du régime alimentaire des hérissons surtout en l'absence d'arthropodes. Ils mangent parfois de petits vertébrés. Ce sont le plus souvent des nichées de rongeurs, des oisillons (10 %, n = 615 ; Yalden, 1976), ou des charognes à l'occasion. Ils consomment aussi des œufs, dont on retrouve rarement les coquilles dans les fèces ou dans l'estomac. La coquille étant le plus souvent délaissée au profit de son contenu, la consommation d'œufs est difficile à quantifier par l'analyse du contenu stomacal.

Lors des périodes de disette, lorsque les arthropodes sont enfouis et très peu accessibles, le hérisson peut ingérer des champignons et des fruits. Selon Campbell (1973), des végétaux sont présents dans 88 % des estomacs et représentent en moyenne 12 % du volume stomacal. Ils sont présents dans 95 % des fèces et représentent 18 % du volume fécal. Les graminées de la strate herbacée sont les principaux végétaux consommés par le hérisson, souvent concomitamment à l'ingestion d'une proie. Du trèfle blanc (*Trifolium repens*) et des graines sont parfois retrouvées.

En hiver, l'hibernation permet de faire face à la pénurie alimentaire, en diminuant drastiquement le métabolisme de base et donc les besoins énergétiques. Cependant, l'animal doit préalablement constituer des réserves adipeuses.

Les hérissons étant désormais plus citadins qu'autrefois, ils profitent aussi des sources de nourriture liées à l'homme et à son activité à l'instar des insectes présents sous les

lampadaires, ou les aliments pour chats laissés à disposition. Cet opportunisme n'est pas sans danger notamment d'intoxication secondaire (ingestion de gastéropodes empoisonnés par des molluscicides) ou de troubles digestifs après avoir bu du lait de vache préparé à leur intention.

1.3.4. La reproduction

Maturité et activité sexuelle

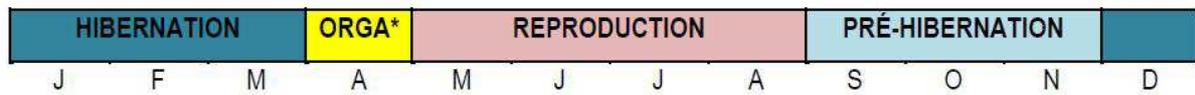
Le hérisson d'Europe atteint sa maturité sexuelle vers l'âge de 9 à 12 mois dans la nature, et à partir de 6 mois en captivité. Les femelles peuvent être gestantes à partir de 400 g, même si le plus souvent elles pèsent alors plus de 600 g.

Selon Saboureau et Dutourné (1981), chez le hérisson mâle, les modifications sexuelles préparant les gonades et les glandes accessoires au rut commencent pendant l'hibernation en France. De décembre à février, la masse des testicules, le volume des cellules de Leydig, la longueur et le diamètre des tubes séminifères, la concentration plasmatique en testostérone et l'activité des glandes sexuelles accessoires augmentent. Ces modifications morphologiques et endocriniennes préparent une spermatogenèse efficace dès la sortie d'hibernation. L'activité testiculaire des hérissons est maximale (en France) de février-mars à août-septembre, avec une légère baisse en mai-juin. Fin août, cette fonction endocrine décroît, suivie en septembre par la diminution de l'activité exocrine et l'involution testiculaire. De septembre à novembre, les testicules sont au repos et leur volume diminue.

Chez la femelle, la taille de la vulve augmente au début de la période d'activité sexuelle, lors de la sortie d'hibernation. Les femelles présentent un polyoestrus saisonnier. Les coïts non fécondants sont suivis d'une pseudogestation, avant le retour d'un nouvel oestrus. La lactation est le plus souvent associée à un anoestrus de lactation. La perte précoce d'une portée est souvent suivie d'un rapide retour en chaleur, puis d'une deuxième gestation. Les femelles entrent en anoestrus en automne.

Le cycle physiologique de reproduction du hérisson, mais aussi les ressources alimentaires disponibles et les conditions météorologiques déterminent le cycle biologique annuel du hérisson (figure 7). La période principale de reproduction s'étend en général de fin avril à fin août, mais peut s'étaler de mars à septembre, selon les conditions climatiques en particulier.

Figure 7. Cycle biologique du hérisson d'Europe en France
D'après Le Barzic (2013).



Hibernation : restriction alimentaire. Repos métabolique. Augmentation progressive du volume de l'appareil génital mâle, et imprégnation hormonale préalable à la reprise de la spermatogenèse Saboureau et Dutourné (1981).

Orga* : Organisation : organisation spatiale et sociale. Hyperactivité lié à la recherche de nourriture, l'exploration du territoire et les contacts avec les congénères.

Reproduction : période principale de reproduction.

Pré-hibernation : période de dispersion des jeunes. Accumulation de réserves avant l'hiver. Construction d'un ou plusieurs nids pour l'hibernation. L'appareil génital des mâles est en involution. Les femelles entrent en anoestrus.

Les conditions météorologiques annuelles modifient régulièrement l'étendue de ces 4 périodes.

Parade nuptiale et accouplement

Lors de la saison de reproduction, le mâle tourne autour de la femelle qui hérissé ses piquants, souffle et donne des coups de tête dans les flancs du mâle. Lorsqu'elle accepte l'accouplement, la femelle s'accroupit et relève la queue. Parfois elle positionne son dos en lordose. Le mâle grimpe sur elle par l'arrière (Jourde, 2008).

Après l'accouplement, ou en cas de refus de la femelle, chacun repart de son côté. Les hérissons ne vivent habituellement pas en couple. Mâles et femelles s'accouplent plusieurs fois par période de reproduction.

Gestation

La gestation dure de 31 à 39 jours, en moyenne 35 jours (Morris, 1961). Une estivation peut allonger cette période. Les embryons sont répartis entre les deux cornes utérines.

En France, la femelle pubère met bas une à deux fois par an.

Mise bas

La femelle se construit un nid ou un terrier où elle met au monde une portée qui compte généralement 2 à 5 petits. La mère consomme les enveloppes fœtales et le placenta. Elle déplace délicatement ses petits avec sa gueule pour les positionner au chaud contre elle.

La mise bas a rarement été observée chez le hérisson d'Europe. Un comportement de cannibalisme est fréquemment rencontré lorsque la mère est dérangée pendant le part ou les premiers jours qui suivent. Cela ne facilite pas les observations, qui ont rarement été décrites.

Allaitement et sevrage

En milieu naturel, la mère allaite sa progéniture pendant quatre (portée tardive) à six semaines (portée précoce). Son lait est riche en protéines, en matière grasse, et très pauvre en lactose (tableau 3, Mennessier, 2013).

Tableau 3. Composition du lait de hérissonne et comparaison avec le colostrum et le lait de chienne
(Avec l'autorisation de Mennessier, 2013)

Paramètres	Valeurs hérissonne	Valeurs chienne	
		Colostrum	Lait
Matières sèches (g)	45.2 ± 12.2	120	227± 4
Energie (kJ)	1353	2721	2694 ± 148
Protéines (g)	16.0 ± 3.7	43	90 ± 4
Lipides (g)	25.5 ± 9.2	24	75 ± 1
Lactose (g)	0.07 ± 0.04	44	38 ± 0.8
Calcium (g)	0.41 ± 0.09	1.4	1.6 - 3.0
Phosphore (g)	0.27 ± 0.05	0.9	1.0 - 2.5
Magnésium (g)	0.03 ± 0.01	0.06	0.05-0.2
Sodium (g)	0.09 ± 0.01	ND	0.4 - 1.1
Potassium (g)	0.15 ± 0.03	ND	1 – 1.1
Fer (mg)	1.79 ± 0.37	13	3.5 – 10
Cuivre (mg)	0.26 ± 0.07	1.7	1.7-4.0
Zinc (mg)	3.02 ± 0.39	9 - 10	7 – 16

La mère ne s'éloigne pas de sa portée pendant les premières 24 heures. Ensuite, elle les nourrit en journée et s'en éloigne, la nuit, seulement pour se nourrir. Au bout de deux à trois semaines, les petits ouvrent les yeux. Dès l'âge de trois à quatre semaines, lorsque leurs premières dents sortent, ils commencent à s'éloigner du nid qu'ils ne quittent jamais très longtemps à ce stade. Ils goûtent leurs premiers aliments solides. Leur temps de sortie s'allonge progressivement. Dans la nature, environ un nouveau-né sur cinq meurt avant le sevrage. L'émancipation s'effectue rapidement, généralement vers six à huit semaines (Jourde, 2008).

En captivité, la tétée peut persister après la douzième semaine (observation personnelle).

Si la portée est dérangée après la première semaine, la mère la défend activement, et peut la déplacer jusqu'à un nouveau nid. Si un jeune se met à crier, la mère va le chercher pour le rapporter au nid.

Développement de la progéniture

Les nouveau-nés naissent nus, sans piquant, roses, avec les yeux et les oreilles fermées à la naissance. Les premiers piquants, de couleur blanche, sortent dès le premier jour (figure 8). Une seconde génération, de couleur grise, émerge progressivement à partir du deuxième jour, en éliminant les premiers piquants. Les futurs piquants adultes commencent à sortir à partir de la sixième semaine. Les jeunes peuvent s'enrouler partiellement à la fin de la deuxième semaine et complètement dès la cinquième semaine. Le poids à la naissance et le gain de poids moyen quotidien sont très variables, même au sein d'une même portée. L'estimation de l'âge d'un jeune hérisson à partir de son poids est donc imprécise.

Figure 8. Hérisson âgé de moins de 48 h



Photographie personnelle.

Le tableau 4 récapitule un certain nombre de critères permettant d'estimer approximativement l'âge des juvéniles.

Tableau 4. Estimation de l'âge approximatif d'un jeune hérisson
(d'après Combet, 2009).

Age	Poids approximatif	Signes distinctifs
Naissance	20 grammes	Piquants recouverts par de la peau. Animal nu et aveugle
Une heure	20 grammes	Sortie progressive des piquants blancs. Ils poussent en 2 bandes dorsales latérales séparées par bande dorsale nue.
Trente-six heures	25 grammes	Sortie progressive des piquants marrons.
Première semaine	20 à 60 grammes	
Deuxième semaine	25 à 90 grammes	Piquants blancs peu visibles. Ouverture des yeux et des oreilles. Apparition des premières dents.
Troisième semaine	50 à 130 grammes	Apparition de la première dent adulte.
Quatre à 5 semaines	90 à 250 grammes	Sevrage puis dispersion des jeunes.

1.3.5. L'hibernation

Intérêts de l'hibernation

Le hérisson a une fourrure peu dense, ne recouvrant pas son dos et le protégeant mal du froid en conséquence. Les ressources alimentaires disponibles en hiver sont très limitées. L'hibernation permet de faire face à ces deux problèmes. Toutefois, elle n'est pas indispensable. En Nouvelle-Zélande où l'hiver est plus clément, il est fréquent que les hérissons n'hibernent pas.

Durant cette phase, la température corporelle des hérissons chute pour atteindre environ 2 à 5°C correspondant à la température optimale d'hibernation. Leur métabolisme est alors réduit à son minimum ce qui diminue drastiquement l'énergie nécessaire à son maintien en vie. Un nid offrant une température ambiante plus faible accroît les dépenses énergétiques pour lutter contre le froid. Une température d'hibernation plus élevée ne permet pas une bonne réduction du métabolisme et augmente aussi l'énergie consommée.

Les réveils périodiques pendant l'hibernation sont énergivores, quelques heures d'éveil représentant une dépense équivalente à plusieurs jours d'hibernation. Ainsi, un hérisson qui change de nid pendant l'hibernation aura une perte de poids relative plus élevée qu'un hérisson qui ne change pas de nid (Haigh *et al.* 2012).

Préparation de l'hibernation

Avant l'hibernation, le hérisson accumule une grande quantité de graisse brune et de graisse blanche, indispensables à l'hibernation. La graisse blanche est une réserve lipidique qui peut représenter un tiers de la masse du hérisson. La graisse brune sert à la production de chaleur lors des réveils.

Le hérisson se prépare aussi à affronter l'hiver en fabriquant un nid, souvent construit à l'aide de feuilles, auxquelles peuvent parfois s'ajouter des graminées ou des fougères. Le hérisson transporte les feuilles dans sa gueule jusqu'à former un tas à l'emplacement du futur nid. Puis il creuse dans le tas de feuilles et s'y roule, ce qui façonne une cavité délimitée par des couches de feuilles parallèles les unes aux autres. Le nid ainsi formé est étanche et isole contre le froid. Un couloir permet au hérisson d'entrer et sortir du nid. Ce dernier achevé mesure environ 50 cm de diamètre (Morris et Berthoud, 2002). Des tas de bois peuvent aussi constituer la base d'un nid.

1.4. Bilan : Liens entre biologie, écologie et risque d'infestation parasitaire chez le hérisson d'Europe

L'alimentation du hérisson est potentiellement à l'origine d'infestations par plusieurs parasites. La consommation de gastéropodes (*Stylommatophora*) comme les escargots et les limaces, et d'annélides (*Lumbricidae*) permet ainsi l'ingestion simultanée de parasites respiratoires. La prise alimentaire varie aussi, notamment en raison de l'hibernation. En fonction de ses activités saisonnières liées au cycle biologique annuel, le hérisson parcourt des distances très variables pendant la phase d'activité du nyctémère, entre en contact pour des périodes plus ou moins longues (accouplements, bagarres) allant jusqu'à plusieurs semaines (femelle allaitante et progéniture) avec des congénères ce qui permet des transmissions de parasites entre individus. Les longues périodes passées dans un nid (hibernation ou lactation avec dans ce dernier cas une promiscuité importante) peuvent également favoriser le développement et le maintien de parasites présentant des formes libres à proximité immédiate de l'hôte, des réinfestations multiples ou des infestations successives lorsque plusieurs hérissons utilisent le même abri.

Tous ces paramètres sont susceptibles d'augmenter ou au contraire de limiter le risque de transmission de parasites. Le tableau 5 présente un bilan sur les facteurs biologiques et écologiques intervenant sur le risque de transmissions directe ou indirecte de parasites lors des activités saisonnières du hérisson d'Europe.

Tableau 5. Bilan sur les paramètres biologiques influençant le risque de transmission directes ou indirecte de parasites lors des activités saisonnière du hérisson d'Europe

Période	Mâles adultes	Femelles adultes	Juvéniles
Toute l'année	Partage des domaines vitaux		
	Domaine vitaux étendus	<i>Domaines vitaux restreints</i>	
	Consommation de nombreux hôtes intermédiaires, en particulier gastéropodes et annélides		
Hors période de reproduction	<i>Évitement des congénères</i>		
Printemps	Déplacements très augmentés pour la recherche de partenaires Déplacements rectilignes Affrontements entre mâles	<i>Déplacements limités pour la recherche de partenaires</i>	
	Contacts lors de la parade nuptiale		
	Recherche active d'aliments après le réveil d'hibernation		
Eté	Besoins nutritionnels limités. Début de stockage de réserves pour l'hiver	Besoins nutritionnels accrus pour l'alimentation des jeunes	Besoins nutritionnels accrus pour la croissance
	<i>Vie solitaire</i>	Elevage et allaitement des jeunes - Vie en groupe dans le même nid	
	Partage des nids d'été		
Automne	<i>Activité limitée. Fin du stockage de réserves pour l'hiver</i>	Activité modérée. Stockage de toutes les réserves pour l'hiver	Activité intense. Croissance et stockage de toutes les réserves pour l'hiver
Hiver	Hibernation. Activité métabolique minimale		
	<i>Hibernation dans des nids séparés le plus souvent</i>		

Figure personnelle. D'après Yalden (1976), Wroot (1984), Moss et Sanders (2001) Jackson (2003), Jones *et al.* (2005), Riber (2006), Shanahan *et al.* (2007), Jourde (2008), Dowding *et al.* (2010), Haigh *et al.* (2012).

Paramètre susceptible de limiter le risque de transmission de parasites

Paramètres susceptible de peu modifier le risque de transmission de parasite

Paramètre susceptible d'augmenter le risque de transmission de parasites

1.5. Statut juridique

1.5.1. Principaux textes protégeant le hérisson

Le hérisson d'Europe est considérée par l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature comme une espèce à préoccupation mineure en France et dans le monde (au 17 décembre 2013), car il est abondant, présent dans de nombreux pays aux biotopes variés, et que son effectif est stable. Le risque de sa disparition en France et dans le monde à courte échéance est évalué comme faible à ce jour. Autrefois classé en France parmi les nuisibles, le hérisson d'Europe est protégé en France depuis l'arrêté du 17 avril 1981 (remplacé par l'arrêté du 15 septembre 2012) fixant la liste des mammifères terrestres protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection. La Convention de Berne protège *E. europaeus* sur le territoire européen. *E. europaeus* ne figure pas sur les listes de la Convention sur le commerce international des espèces de faune et de flore sauvages menacées d'extinction (CITES).

1.5.2. La convention de Berne (Conseil de l'Europe, 1979)

Le 19 septembre 1979, à Berne, le conseil de l'Europe a ratifié la Convention relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe. Le hérisson y est classé en annexe III. L'article 7 de la convention de Berne présente les protections dont bénéficient les espèces classées dans son annexe III.

Convention de Berne - Article 7

- 1 Chaque Partie contractante prend les mesures législatives et réglementaires appropriées et nécessaires pour protéger les espèces de faune sauvage énumérées dans l'annexe III.
- 2 Toute exploitation de la faune sauvage énumérée dans l'annexe III est réglementée de manière à maintenir l'existence de ces populations hors de danger, compte tenu des dispositions de l'article 2.
- 3 Ces mesures comprennent notamment:
 - a l'institution de périodes de fermeture et/ou d'autres mesures réglementaires d'exploitation;
 - b l'interdiction temporaire ou locale de l'exploitation, s'il y a lieu, afin de permettre aux populations existantes de retrouver un niveau satisfaisant;
 - c la réglementation, s'il y a lieu, de la vente, de la détention, du transport ou de l'offre aux fins de vente des animaux sauvages, vivants ou morts.

Par ce texte, les états d'Europe se sont engagés à prendre les mesures législatives et réglementaires appropriées et nécessaires pour protéger certaines espèces, dont *E. europaeus*, afin de leur assurer une protection notamment contre la vente, la détention, le transport, l'échange et le troc. Chaque état membre demeure libre d'adapter sa législation en fonction des « exigences économiques et récréationnelles et des besoins des sous-espèces, variétés ou formes menacées sur le plan local ».

1.5.3. Liste des mammifères protégés

Depuis la publication de l'arrêté du 17 avril 1981 fixant la liste des mammifères terrestres protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection, le hérisson d'Europe (*E. europaeus*) est protégé spécifiquement sur le territoire français. La dernière mise à jour de cette liste date du 15 septembre 2012 (Journal Officiel de la République Française n°0233 du 6 octobre 2012).

Cet arrêté interdit, pour les mammifères concernés, « la destruction, la mutilation, la capture ou l'enlèvement, la perturbation intentionnelle des animaux dans le milieu naturel [...] la destruction, l'altération ou la dégradation des sites de reproduction et des aires de repos des animaux [...] la détention, le transport, la naturalisation, le colportage, la mise en vente, la vente ou l'achat, l'utilisation commerciale ou non, des spécimens de mammifères prélevés » en France métropolitaine après le 19 mai 1981 et sur le territoire européen depuis le 21 mai 1992.

2. Les principaux parasites du hérisson d'Europe

2.1. Arthropodes

2.1.1. Insectes : *Archaeopsylla erinacei* et autres siphonaptères parasites du hérisson d'Europe

Généralités sur les siphonaptères du hérisson d'Europe

Les puces font partie de l'ordre des *Siphonaptera*. Le hérisson est connu pour héberger de nombreuses puces. Un même animal peut présenter plusieurs espèces, parfois simultanément. Il en possède même une à son nom : *Archaeopsylla erinacei*. Les adultes vivent préférentiellement sur les membres antérieurs, le cou, la tête, le torse et le ventre tandis que leurs larves se trouvent dans le nid du hérisson. Ces dernières se nourrissent de débris organiques, notamment des excréments des puces adultes et ne sont donc pas des parasites *stricto sensu*.

Espèces de siphonaptères parasites du hérisson d'Europe

La principale puce du hérisson se nomme *Archaeopsylla erinacei* (Séguy, 1944 ; Baker et Mulcahy, 1986 ; Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Visser *et al.*, 2001 ; Beck *et al.*, 2005 ; Clark, 2006 ; Fisher *et al.*, 2007). Elle est aussi appelée « puce du hérisson ». *Archaeopsylla erinacei* fait partie de la famille des *Pulicidae*, de la sous-famille des *Pulicinae* et du genre *Archaeopsylla* (Séguy, 1944).

Moins couramment, le hérisson peut être infesté par d'autres espèces de puces répertoriées dans le tableau 6.

Tableau 6. Autres espèces de siphonaptères retrouvées chez *E. europaeus*

Nom latin	Nom commun	Source
<i>Ceratophyllus gallinae</i>	puce de la poule (<i>Gallus gallus</i>)	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Ctenophthalmus agyrtes</i>	puce du putois (<i>Mustela putorius putorius</i>)	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Ctenocephalides canis</i>	puce du chien (<i>Canis lupus familiaris</i>)	Carlson, 1990 ; Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Ctenocephalides felis</i>	puce du chat. (<i>Felis silvestris catus</i>)	Carlson, 1990 ; Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Ctenophthalmus nobilis</i>	puce des campagnols (famille des <i>muridea</i>)	Baker et Mulcahy, 1986 ; Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Hystrihopsylla talpae</i>	puce de la taupe (<i>Talpa europaea</i>)	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Leptopsylla segnis</i>	puce de la souris (<i>Mus musculus</i>)	Tenquist et Charleston, 2001
<i>Amalaraeus penicilliger mustelae</i>	puce des campagnols (famille des <i>muridea</i>)	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Megabothris turbidus</i>	puce des <i>Mustelidae</i>	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	puce du rat (genre <i>Rattus</i>)	Carlson, 1980 ; Saupe, 1988
<i>Palaepsylla minor</i>	hôte commun inconnu	Visser <i>et al.</i> , 2001
<i>Paraceras melis melis</i>	puce du blaireau (<i>Meles meles</i>)	Baker et Mulcahy, 1986

Description et critères d'identification de *Archaeopsylla erinacei*

D'après Bussiéras et Chermette (1991b), les siphonaptères sont des insectes pt rygotes holométaboles aptères, possédant des pièces buccales de type piqueur, un corps aplati latéralement, des pattes P3 adaptées au saut. Leur morphologie particulière leur permet un déplacement facilité entre les poils et piquants de leur hôte. Ce sont des insectes hématophages de petite taille (0,8-6 mm), dont les larves sont euc phales,  ruciformes et apodes (Séguy, 1944).

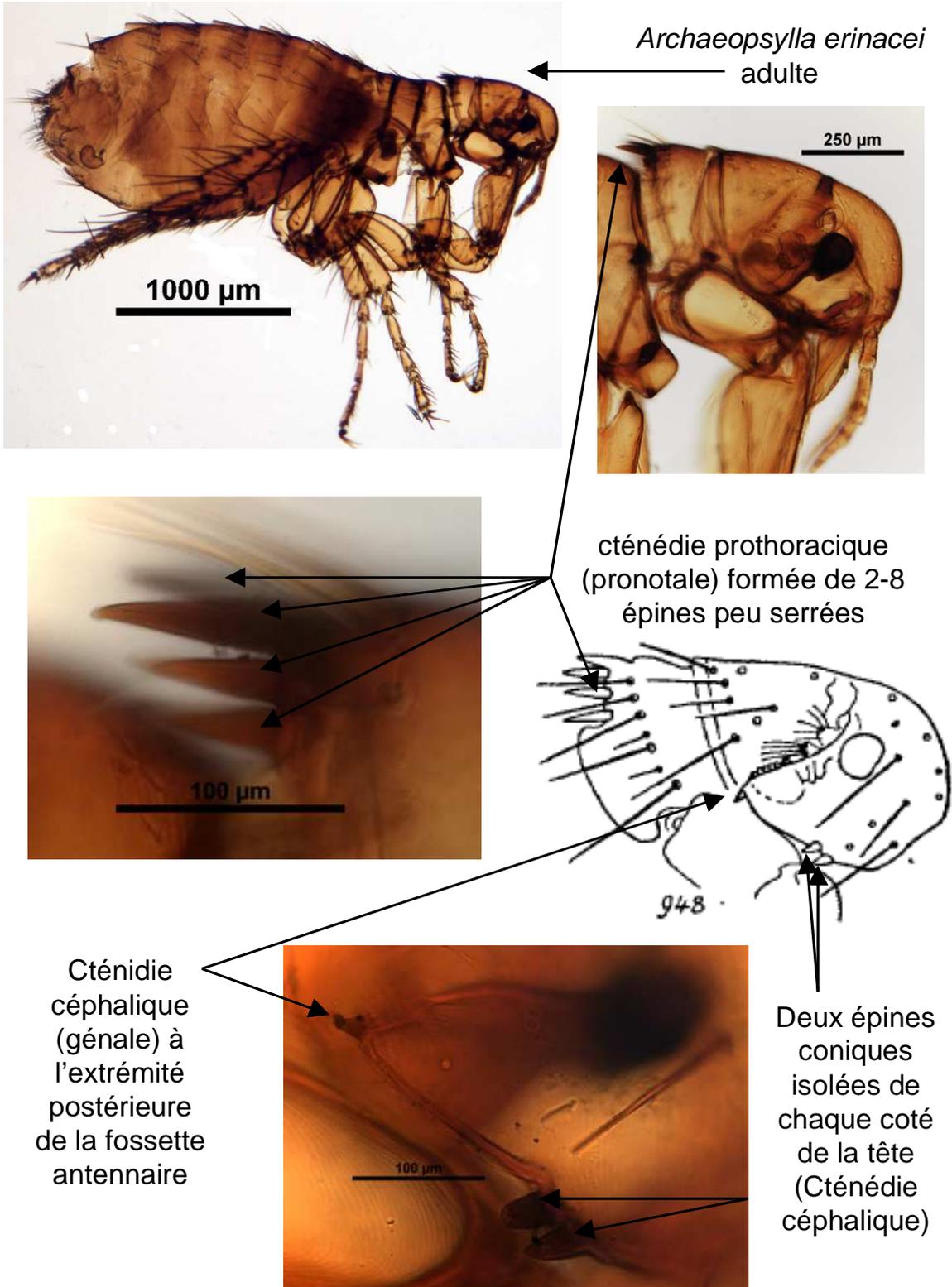
- *Pulicidae* : Siphonaptères dont les hanches III présentent quelques petites épines sur la face interne.

- *Pulicinae* : *Pulicidae* dont les massues antennaires sont non symétriques, avec un article basal dilaté et foliacé.

- *Archaeopsylla* : *Pulicinae* présentant une ct nidie pronotale avec huit dents au plus.

- *Archaeopsylla erinacei* : La tête possède deux épines coniques isolées de chaque coté. La ct nidie pronotale est formée de 2 à 8 épines peu serrées. Sa tête est aussi longue que large au niveau de l' cil, présente une petite  pine conique isolée à l'extrémité postérieure de la fossette antennaire ainsi que des yeux bien développés (figure 9). Sur l'abdomen, les sternites II et VI ont 1 à 2 chûtes couch es. Mâles et femelles adultes mesurent 1,8 à 2,5 mm et 2,7 à 3 mm respectivement (Séguy, 1944).

Figure 9. Critères de reconnaissance d'*Archeopsylla erinacei*



Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA ; Schéma : d'après Séguy, 1944.

Cycle évolutif d'*Archaeopsylla erinacei*

Archeopsylla erinacei est une puce à cycle monoxène. Les adultes vivent sur le hérisson. Les femelles pondent des œufs, qui tombent dans l'environnement de l'espèce hôte, en particulier son nid. Ils éclosent en 3 à 10 jours en fonction de la température ambiante. Après deux mues, elles s'entourent d'un cocon et commencent leur métamorphose. La nymphe ainsi formée reste dans son cocon jusqu'à ce que les conditions soient favorables à son éclosion (Séguy, 1944).

Méthodes de mise en évidence des siphonaptères

Un examen visuel sur animal vigile permet de mettre en évidence les puces présentes sur le dos de l'animal, et sur d'autres parties du corps si celui-ci s'avère coopératif. Une anesthésie gazeuse à l'isoflurane permet d'examiner l'animal dans son entier et facilite la récolte des adultes.

On peut recueillir l'ensemble des puces en parcourant les poils et les piquants du hérisson. Elles sont plus nombreuses dans les zones que l'hôte ne peut gratter. Pour les identifier, il faut les capturer sans les altérer, au moyen d'un petit tube, avec un pinceau mouillé ou une pince dont les branches sont enveloppées de coton. On peut les conserver vivantes plusieurs jours dans des petits tubes secs (Séguy, 1944), ou les fixer pour une durée plus longue dans de l'alcool à 70 %.

Prévalence des siphonaptères du hérisson d'Europe

La prévalence des puces est très élevée chez le hérisson. Baker et Mulcahy (1986) ont étudié les puces présentes sur 18 hérissons en Irlande, en toutes saisons sauf l'hiver. Tous hébergeaient des puces : entre 15 et 119 spécimens (moyenne = 57), pour un total de 1025 puces. Les hérissons prélevés en milieu suburbain présentaient davantage de puces (moyenne = 73, n = 12) que les hérissons examinés en milieu rural (moyenne = 25, n = 6). Toutes les puces appartenaient à l'espèce *Archaeopsylla erinacei* sauf une (*Ctenophthalmus nobilus*). Il est fréquent de dénombrer plus de cents puces par hérisson en été en Grande Bretagne (Bexton et Robinson, 2003).

Visser *et al.* (2001) ont étudié 481 puces prélevées en Allemagne sur 76 hérissons. *Archaeopsylla erinacei* était présente sur 92 % des mammifères de l'échantillon, loin devant *Ctenocephalides felis* (12 hérissons soit 16 % des hérissons) ou *Ceratophyllus gallinae* isolée sur un seul animal. Une co-infestation par plusieurs espèces de puces peut exister : dans cette étude, cinq hérissons (6 %) présentaient une infestation à la fois par *Archaeopsylla erinacei* et *Ctenocephalides felis*. Une poly-infestation réunissant les 3 espèces de siphonaptères précitées a été observée sur un seul hérisson de l'échantillon (1 %).

Pouvoir pathogène d'*A. erinacei*

L'infestation massive par *A. erinacei* provoque prurit, faiblesse et une anémie parfois mortelle (Fisher *et al.*, 2007). Saupe (1988) a comptabilisé jusqu'à 982 puces sur un jeune hérisson en Allemagne.

Archaeopsylla erinacei semble être un vecteur de *Rickettsia felis*, bactérie responsable de rickettsioses (Gilles *et al.*, 2008). On ne sait pas si le hérisson est sensible à l'infection par la *Rickettsia* ou s'il est porteur sain.

Potentiel zoonotique d'*A. erinacei*

Archaeopsylla erinacei infeste rarement les êtres humains. Les personnes touchées sont celles en contact fréquent avec *E. europaeus* (Bork *et al.*, 1987, Beck et Clark, 1997).

2.1.2. Insectes : les diptères parasites du hérisson d'Europe

Généralités sur les diptères du hérisson d'Europe

Une myiase est l'infestation des organes ou tissus d'un animal hôte par les stades larvaires de diptères. La larve se nourrit directement des tissus vivants ou nécrotiques de l'hôte. Chez le hérisson, les plaies cutanées ou profondes anciennes sont souvent compliquées d'une myiase.

Espèces de diptères parasites d'*E. europaeus*

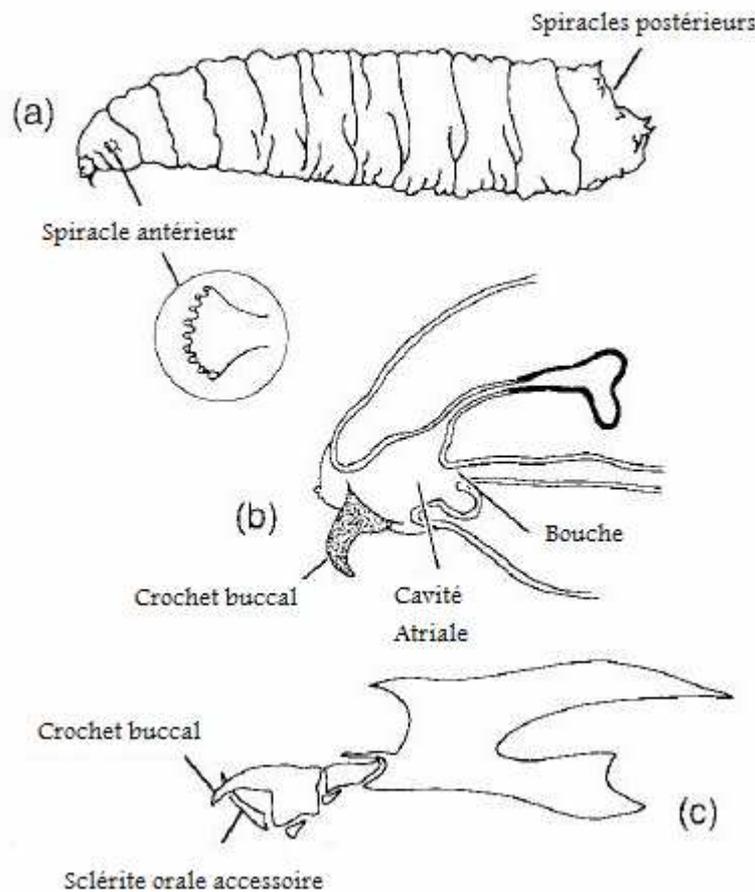
Calliphora vicina, *Lucilia illustris*, *L. ampullacea*, *L. caesar*, et *Helicophagella melanura* sont des espèces de diptères provoquant des myiases chez *E. europaeus* décrites au Danemark ou en Allemagne (Nielsen *et al.*, 1978 ; Saupe, 1988).

Description et critères d'identification des diptères du hérisson d'Europe

Les œufs de diptères, jaunes pâles, sont rassemblés en grappes collant aux poils ou aux piquants du hérisson. L'observation directe de larves de diptères ne permet pas de différencier les espèces en raison de différences morphologiques minimales. Pour une identification précise, les larves peuvent être confiées à un laboratoire de parasitologie, mises en culture, et identifiées lorsqu'elles ont atteint l'âge adulte (Wall et Shearer, 2001). La figure 10 présente l'anatomie d'une larve de diptère de stade 3.

Figure 10. Anatomie d'une larve de diptère de stade 3

- (a) : Vue latérale
- (b) : Section transverse de la tête et de la bouche
- (c) : Squelette céphalopharyngien



D'après Wall R. et Shearer D. (2001).

Cycle évolutif des diptères

La plupart des myiases débutent par la ponte d'un grand nombre d'œufs (diptères ovipares), ou plus rarement de larves (diptères vivipares), soit directement sur l'hôte, soit sur la végétation, à un endroit où le hérisson peut se frotter en passant. Le stade « œuf » est généralement bref. Il éclot en moins de 48 h (Carlson, 1990) pour produire un asticot qui passera ensuite par trois stades larvaires. La larve de stade 3 entre dans une phase de déplacement quand elle a fini de s'alimenter. Elle est blanche, épaisse, et mesure 1 cm. Elle quitte l'hôte et part à la recherche d'un lieu pour se transformer en puppe, habituellement

enfouie dans le sol. L'adulte prend son envol après la pupaison. Les femelles des *Calliphoridae* et des *Sarcophagidae* sont anautogènes, c'est-à-dire qu'elles ont besoin, pour amener leurs œufs à maturité, d'un apport de protéines qu'elles trouvent généralement dans la consommation de cadavres (Wall et Shearer, 2001).

Méthodes de mise en évidence des larves de diptères

Les œufs et larves de diptères situées sur le dos du hérisson sont souvent visibles à l'œil nu par un simple examen clinique du hérisson (figure 11). Un examen très minutieux, en particulier pendant les mois chauds, sous anesthésie générale facilite leur recherche dans les zones non visibles lorsque l'animal est en boule, ou au fond des plaies ou des orifices naturels (Bexton et Robinson, 2003).

Figure 11. Observation macroscopique d'une myiase sur un hérisson blessé



Photographie personnelle.

Prévalence des myiases

Dans une étude de Bunnell (2001) incluant 168 hérissons pris en charge dans un centre de soins en Angleterre, 2 % des individus présentaient une myiase.

Pouvoir pathogène des agents de myiase

Les effets directs des agents de myiase varient fortement selon les espèces, le nombre de larves et le site d'infestation. Le plus souvent les infestations par un faible nombre de larves n'ont pas ou peu d'effet sur l'hôte. Les atteintes plus importantes provoquent des irritations, une gêne ou un prurit (Carlson, 1990), conduisant à une baisse de l'ingestion, une perte de poids, une perte de fertilité et une baisse de l'état général. Une odeur caractéristique particulièrement désagréable est généralement perceptible (Bexton et Robinson, 2003). Les infestations les plus graves peuvent provoquer rapidement la mort de l'hôte par des dommages tissulaires directs, des hémorragies, des sur-infections bactériennes, une déshydratation ou une toxémie. Parfois, la réponse immunitaire de l'hôte est excessive et conduit à un choc anaphylactique. Les myiases sont souvent localisées au niveau des plaies, des yeux, des narines, de la bouche et des oreilles (Schütze, 1980), ainsi qu'au niveau des orifices naturels comme l'anus et les orifices génitaux (Bexton et Robinson, 2003 ; observation personnelle).

2.1.3. Acariens *Ixodidae* parasites du hérisson d'Europe : *P. hexagonus* et *I. ricinus*

Généralités sur les tiques du hérisson d'Europe

Les tiques dures sont des acariens hématophages de grande dimension (2 à 10 mm) qui infestent couramment le hérisson d'Europe. Plus d'une centaine de tiques peuvent infester un même individu. Les larves, les nymphes et les adultes sont des stades parasitaires du hérisson. Les larves possèdent 6 pattes contre 8 chez les nymphes et les adultes (Mehlhorn H., 2001).

Espèces d'*Ixodidae* parasites d'*E. europaeus*

Les deux principales tiques du hérisson sont des *Ixodidae* : *Pholeoixodes hexagonus* anciennement dénommée *Ixodes hexagonus* (Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Skuballa *et al.*, 2007) et *Ixodes ricinus* (Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Skuballa *et al.*, 2007).

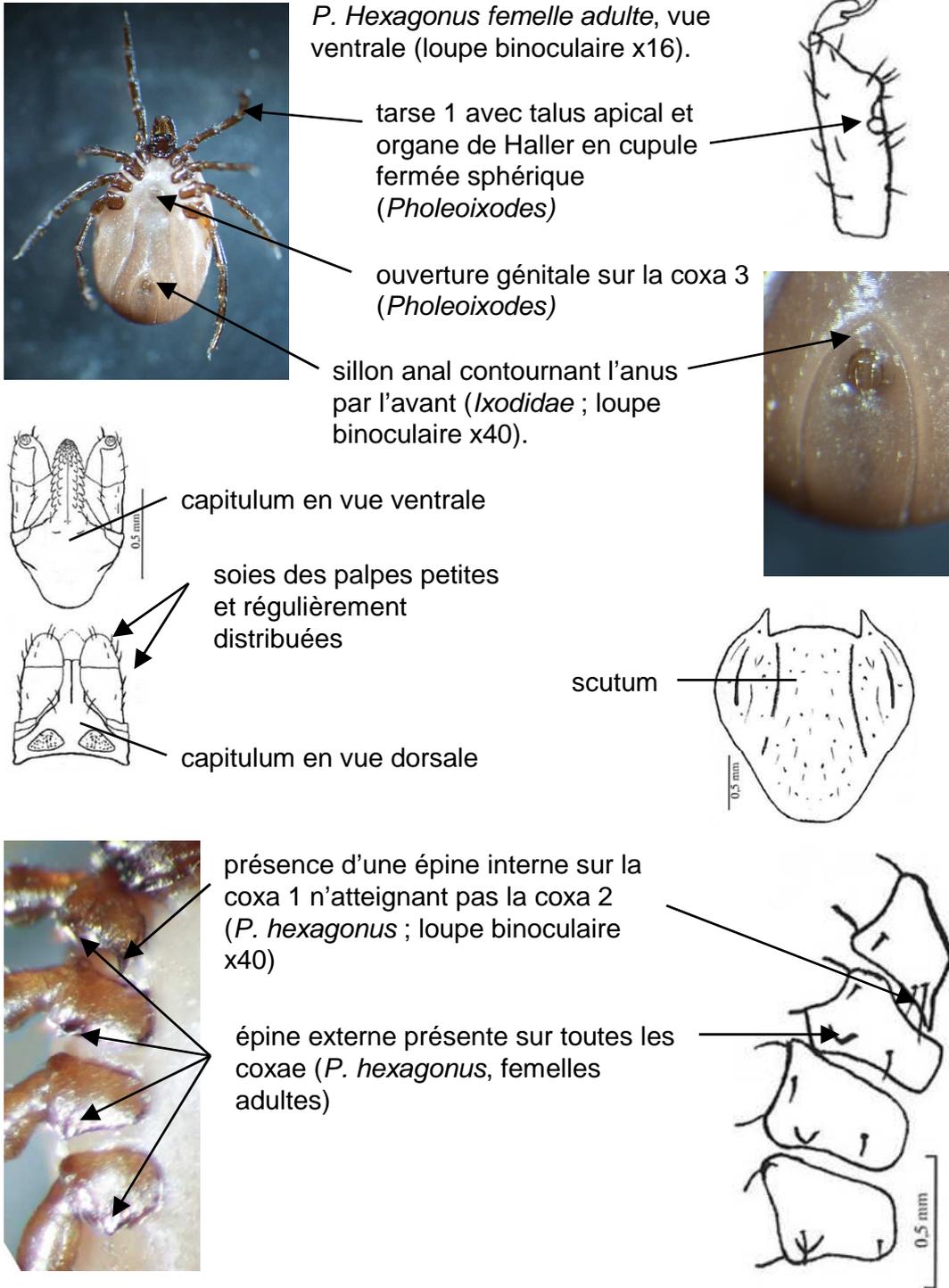
Pholeoixodes hexagonus LEACH, 1815, appelée « tique du hérisson » possède une forte spécificité d'hôte. *Ixodes ricinus* LINNAEUS, 1758, appelée tique du mouton est une tique non spécifique.

D'autres espèces de tiques ont été décrites chez le hérisson d'Europe : - *Haemaphysalis longicornis* (Tenquist et Charleston, 2001), *Ixodes trianguliceps* (Walter, 1981, Bexton et Robinson, 2003), *Dermacentor reticulatus*, *D. sinicus*, *Haemaphysalis concinna*, *H. punctata*, *H. numidiana*, *Rhipicephalus bursa* et *R. sanguineus* (Pfäffle, 2010).

Description et critères d'identification de *P. hexagonus*

Voici les critères d'identification de *P. hexagonus* (stades adultes, figure 12).

Figure 12. Critères d'identification de *P. hexagonus* femelle adulte



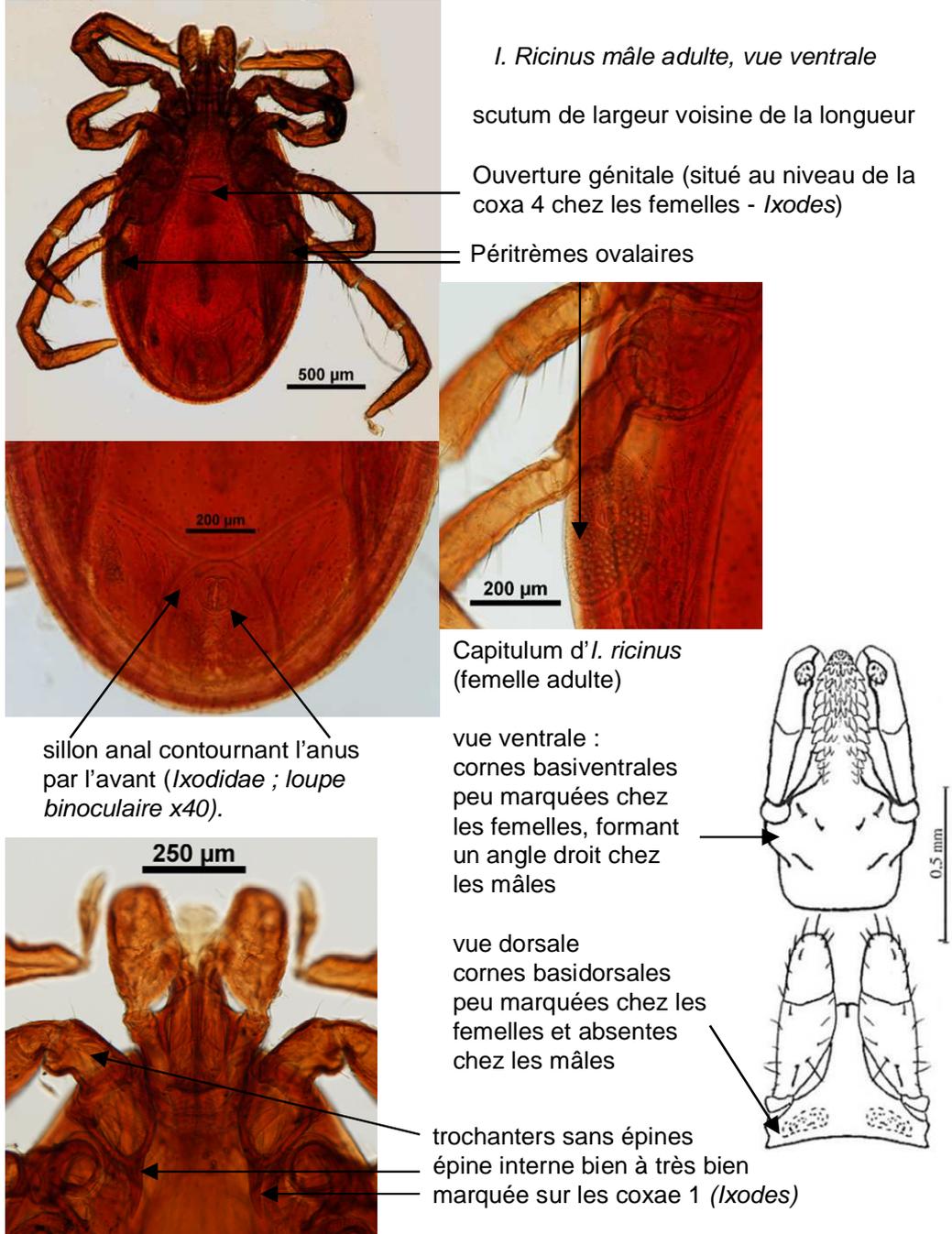
Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA. Schémas : d'après Perez-Eid, 2007.

Description et critères d'identification de *I. ricinus*

Les *Ixodes* font partie des *Prostriata*. Elles sont dépourvues d'yeux, longirostres et présentent des péritrèmes ovalaires. La face ventrale du mâle est recouverte d'écussons chitineux. (Bussiéras et Chermette, 1991b).

Voici les critères d'identification de *P. hexagonus* (stades adultes) (figure 13).

Figure 13. *Ixodes ricinus* femelle adulte



Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA. Schémas : d'après Perez-Eid, 2007.

Cycle évolutif des *Ixodidae*

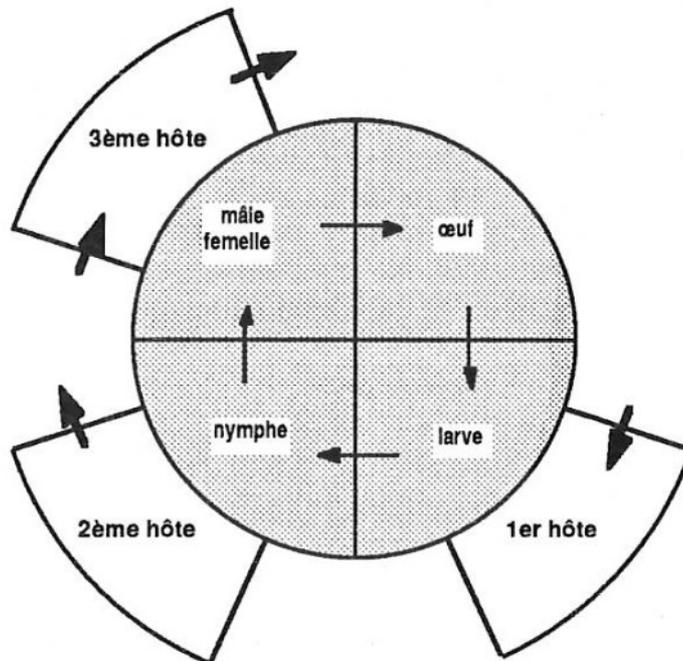
Les cycles évolutifs de *P. hexagonus* et d'*I. ricinus* présentent, sans compter l'œuf, 3 stades : larve, nymphe et adulte. Chacun de ces stades prend un repas sanguin qui lui permet de se développer jusqu'au stade suivant, ou, pour la femelle adulte, de pondre des œufs. Les mâles ne prennent pas de repas sanguin, sauf si leurs réserves énergétiques sont épuisées.

L'ensemble du cycle évolutif dure 2 à 4 ans. Les tiques adultes se fixent entre les piquants et sont souvent isolées, alors que les stades larvaires se fixent majoritairement en nombre, là où la peau est la plus fine (pourtour des yeux, oreilles, pattes, région anale, pénis) (Carlson, 1990).

Cycle évolutif de *P. hexagonus*

P. hexagonus est une tique endophile monotrope triphasique vivant sur les espèces nidicoles (Toutoungi *et al.*, 1995). Elle est relativement spécifique de *E. erinaceus* (Pfäffle *et al.*, 2009) et peut prendre tous ses repas sanguins sur cette espèce (figure 14, le hérisson peut occuper la place du premier, du deuxième et/ou du troisième hôte), bien qu'on la retrouve aussi chez des mustélidés (*Mustela furo*, *Mustela erminea*, *Putorius putoris*, *Mustela nivalis*, *Martes foina*), et plus rarement sur d'autres carnivores (*Vulpes vulpes*, *Felis silvestris catus*, *Canis lupus familiaris*), des cervidés (*Capreolus capreolus*), ou même l'homme (Liebisch and Walter, 1986). Le repas des larves dure 3 à 4 jours. Ensuite, elles quittent leur hôte et muent au bout de 23 à 60 jours. Le repas des nymphes dure 5 à 7 jours. Ensuite elles quittent leur hôte. La mue prend alors 32 à 77 jours. (Pfäffle, 2010). Le repas des femelles dure 6 à 15 jours (Toutoungi *et al.*, 1995). Une femelle pond entre 250 et 1500 œufs, sur une durée de 19 à 32 jours. Elles sont capables de parthénogenèse et environ 1 % des œufs non fécondés sont viables (Toutoungi *et al.*, 1995).

Figure 14. Cycle évolutif d'une tique triphasique, par exemple *P. hexagonus*



D'après Bussiéras et Chermette, 1991b.

Le hérisson peut jouer le rôle de premier, deuxième et troisième hôte de *P. hexagonus*.

Cycle évolutif d'*I. ricinus*

Les larves et les nymphes d'*I. ricinus* ne présentent aucune spécificité d'hôte : ubiquistes, elles s'accommodent d'une grande variété d'espèces (majoritairement des mammifères mais aussi des oiseaux) pour leurs repas sanguins. Les adultes sont à l'opposé très sélectifs (télotropes) et recherchent leurs hôtes parmi les grands mammifères. *E. europaeus* est généralement l'hôte de stades immatures (Mehlhorn, 2001).

La figure 15 présente le cycle évolutif d'*I. ricinus* :

1 : Une femelle gorgée de sang (4c) d'une longueur supérieure à 1,5 cm se laisse tomber au sol et pond en un mois environ 2000 œufs sphériques à ovoïdes. Ces œufs sont attachés les uns aux autres et forment un agrégat sur le sol ;

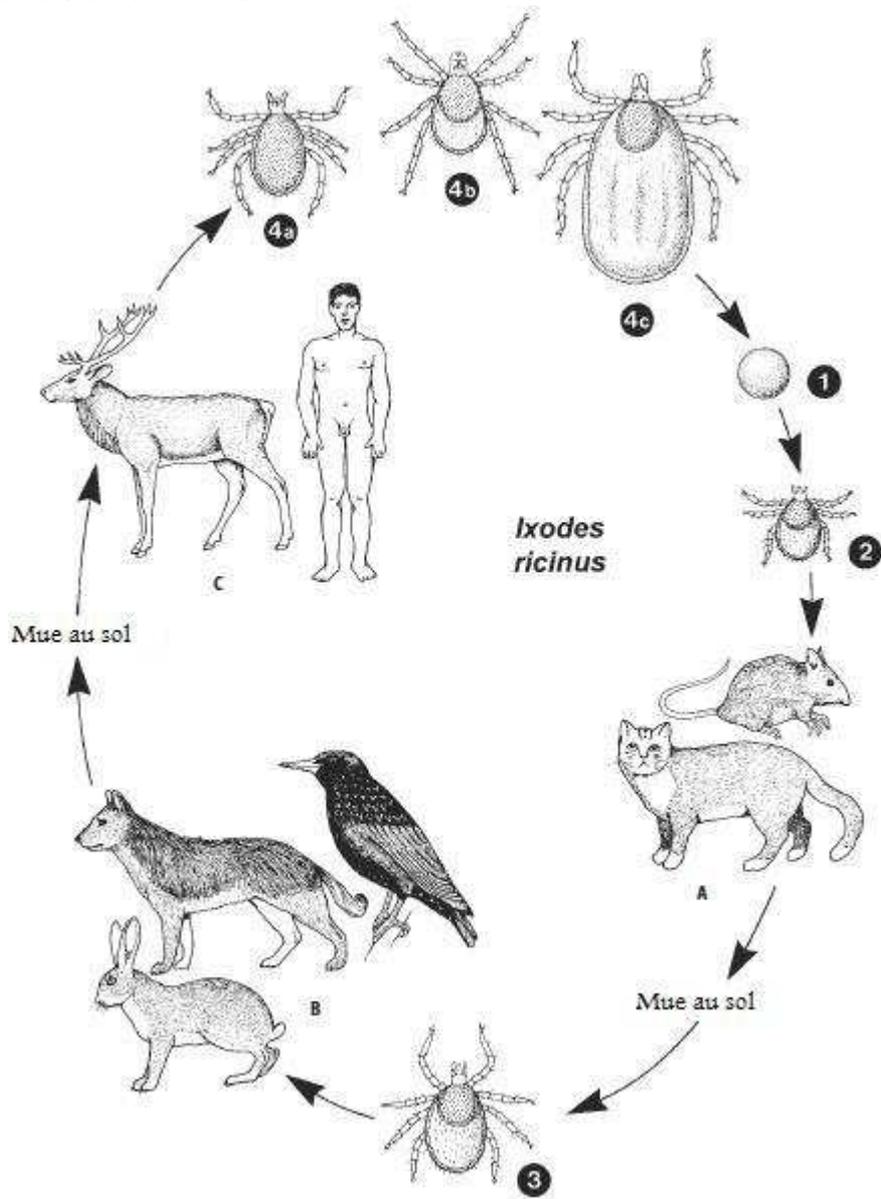
2 : Une larve hexapode sort de l'œuf en 3 à 36 semaines (selon la température ambiante) et se hisse en hauteur sur la végétation herbacée, d'où elles se fixent aux hôtes de passage (le plus souvent ce sont de petits mammifères, dont le hérisson, mais parfois aussi des oiseaux et des humains) ;

3 : Après un repas sanguin de 3 à 5 jours la larve se détache de son hôte. Elle mue en 5-7 semaines (parfois plus de 5 mois), pour devenir une nymphe octopode, dépourvue d'orifice génital.

Les nymphes ciblent des mammifères de plus grande taille et de nombreux autres hôtes, dont le hérisson : (B). Après un repas sanguin de 4 à 7 jours, elle se détache de son hôte, tombe au sol et entame sa transformation en mâle mature (4a) ou en femelle mature non gorgée (4b). Cette mue dure 2 à 6 mois.

En général les mâles adultes ne se nourrissent pas, alors que les femelles prennent un dernier repas sanguin (de 7 à 13 jours) avant de quitter leur hôte pour pondre. Chaque femelle peut pondre plus de 2500 œufs. Le plus souvent au printemps, les adultes attaquent de grands mammifères dont les humains (C). Les femelles se gorgent alors pendant 5 ± 14 j. Le cycle évolutif complet se déroule en 2 à 4 ans (Mehlhorn, 2001).

Figure 15. Cycle évolutif d'*I. ricinus*



D'après Mehlhorn (2001).

Méthodes de mise en évidence des *Ixodidae*

Les tiques dures peuvent être mises en évidence par observation directe au moment de l'examen clinique du hérisson. Une anesthésie générale facilite la recherche des tiques dans les zones non visibles lorsque l'animal se roule en boule.

Prévalence des *Ixodidae*

Les tiques dures sont des parasites très fréquents du hérisson. Selon Mehlhorn (2001), *P. hexagonus* est retrouvé chez 90 % des hérissons. Dans une étude de Liebisch and Walter (1986), portant sur 108 hérissons provenant d'Allemagne, 103 (95,4 %) présentaient des tiques de l'espèce *P. hexagonus*, et les 5 autres (4,6 %) hébergeaient des tiques appartenant au genre *Ixodes*. Tous étaient donc parasités par des *Ixodidae*.

Sur ces 103 hérissons, 1718 tiques ont été retirées, dont 147 larves (8,6 %), 1179 nymphes (68,6 %), 385 femelles (22,4 %) et 7 mâles (0,4 %). Les larves étaient présentes de mai à octobre, les nymphes de février à décembre, et les femelles sur l'ensemble de l'année (Liebisch and Walter, 1986).

Pouvoir pathogène des *Ixodidae*

La spoliation sanguine par les tiques est à l'origine d'anémies et de réactions inflammatoires localisées (Bexton et Robinson, 2003). Plus l'animal est infesté et plus il est jeune, plus l'anémie est prononcée (Carlson, 1990).

Les tiques sont aussi des vecteurs potentiels pour différentes maladies zoonotiques : *I. hexagonus* et *I. ricinus* peuvent transmettre le virus de l'encéphalite à tique, la bactérie *Borrelia burgdorferi* (Toutoungi *et al.*, 1995, Skuballa *et al.*, 2007) et *Anaplasma phagocytophilum* (Silaghi *et al.*, 2012). Le hérisson d'Europe est un réservoir pour *Anaplasma phagocytophilum*.

2.1.4. Acaridiés psoriques : les agents des gales

Généralités sur les Acaridiés psoriques d'*E. europaeus*

Les gales sont des acarioses cutanées, infectieuses, contagieuses et prurigineuses, provoquées par des acaridiés psoriques vivant à la surface ou dans l'épaisseur de l'épiderme. Les hérissons déjà affaiblis sont les plus touchés. Les lésions sont prurigineuses et le plus souvent croûteuses et dépilées (Bussiéras et Chermette, 1991b).

Acaridiés psoriques parasites d'*E. europaeus*

Les gales sont provoquées par des acariens de la famille des Sarcoptidés (principaux genres *Sarcoptes* et *Notoedres*, et *Trixacarus* chez les petits rongeurs) et de la famille des Psoroptidés (principaux genres *Chorioptes*, *Otodectes* et *Psoroptes*).

Chez le hérisson, on retrouve principalement *Caparinia tripilis* MICHAEL, 1889, (Sweetman, 1962 ; Heath *et al.*, 1971 ; Brockie, 1974 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Stocker, 2000 ; Tenquist et Charleston, 2001 ; Carlson, 1990).

D'autres espèces sont moins fréquemment décrites (tableau 7).

Tableau 7 : Autres espèces d'acariens décrites

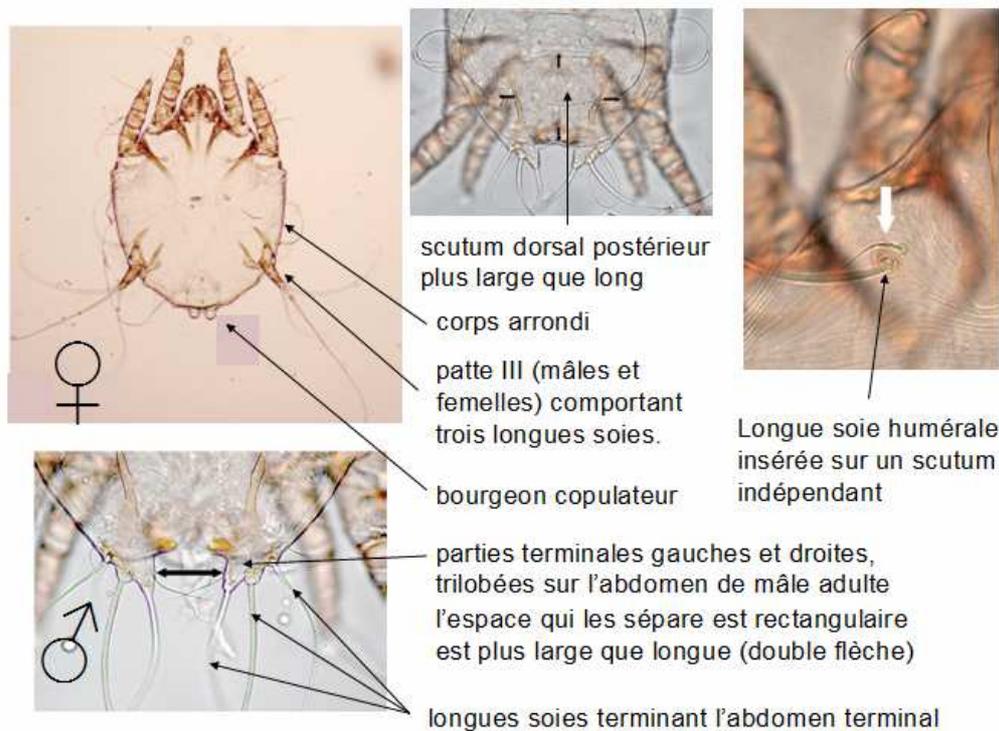
Nom	Source	Localisation
<i>Sarcoptes scabiei</i>	Sweatman, 1962 ; Tenquist et Charleston, 2001	Animal
<i>Notoedres cati</i>	Carlson, 1990	Animal
<i>Notoedres</i> sp.	Beck <i>et al.</i> , 2005	Animal
<i>Chorioptes</i> sp.	Schütze, 1980	Animal
<i>Trombicula autumnalis</i> *	Carlson, 1990	Animal
<i>Rodentopus</i> sp.	Beck <i>et al.</i> , 2005	Animal
<i>Hirstionyssus talpae</i>	Sweatman, 1962 ; Tenquist et Charleston, 2001	Nid
<i>Notoedres muris</i>	Heath <i>et al.</i> , 1971; Tenquist et Charleston, 2001	Nid

* *Trombicula autumnalis* n'est pas un acaridé psorique.

Description et critères d'identification *Caparinia tripilis*, principal Acaridié psorique d'*E. europaeus*

Les adultes de *Caparinia tripilis* présentent des pédipalpes courts et non articulés. Les ventouses tarsales, en forme de cloche sont présentes sur toutes les pattes des mâles et absentes sur les pattes III et IV des femelles. Le scutum dorsal postérieur est plus large que long. La patte III des mâles comme des femelles comporte trois longues soies. La partie terminale de l'abdomen des mâles adultes est trilobée à gauche comme à droite, chaque lobe se prolonge par une longue soie. Les parties terminales de l'abdomen forment une zone rectangulaire, plus large que longue. Le corps est arrondi. La longue soie inséré sur la face dorsale de l'humérus est placée sur un scutum ovale indépendant (Kim *et al.*, 2012, figure 16).

Figure 16. Critères de reconnaissance de *Caparinia tripilis*



D'après Kim *et al.* (2012)

Cycle évolutif de *Caparinia tripilis*, MICHAEL, 1889

Le cycle évolutif de *C. tripilis* comprend trois stades (Sweatman, 1962) : protonympe, deutonympe et adulte. Les femelles adultes sont saillies dès qu'elles émergent de leur exuvie. Elles se mettent alors à pondre des œufs, sans autre intervention du mâle. Le cycle évolutif dure environ 3 semaines.

Méthodes de mise en évidence des Acaridiés psoriques du hérisson d'Europe

C. tripilis peut aisément être mis en évidence en appliquant un morceau de ruban adhésif transparent sur les zones lésées et en observant le ruban au microscope, après adjonction d'une goutte de lactophénol d'Amman.

Les Acaridiés psoriques plus profonds peuvent être mis en évidence à l'aide d'un raclage cutané à la rosée sanguine, observé au microscope avec une goutte de lactophénol d'Amman.

Prévalence des Acaridiés psoriques d'*E. europaeus*

C. tripilis est fréquemment retrouvé sur les hérissons de Nouvelle Zélande (Tenquist et Charleston, 2001). Dans une étude de Brockie (1974), menée dans ce pays en 1954 et 1957, 75 hérissons répertoriés sur 180 (42 %) étaient porteurs de cet acarien.

En Angleterre, dans une étude de Bunnell (2001) sur 168 hérissons d'Europe, 6 % des hérissons étaient infestés par des acaridiés psoriques. Bexton et Robinson (2003) rapportent des taux d'infestation supérieur à 40 %.

Pouvoir pathogène des acarioses psoriques

Les animaux infestés latents peuvent être porteurs, paraître sains et contaminer leurs congénères.

Les acarioses psoriques provoquent des dommages directs à l'épiderme (figure 17), à l'origine d'une inflammation, d'un érythème cutané, de prurit, d'une lichénification, de croûtes (exsudat inflammatoire), d'alopecie, de pertes de piquant (Bexton et Robinson, 2003 ; Pfäffle, 2010). Elles sont aussi à l'origine de réactions d'hypersensibilité (de type 1 en particulier), de spoliations sanguine, lymphatiques ou tissulaire, et peuvent aboutir à la transmission d'agents pathogènes. Certaines infestations graves conduisent à une cachexie puis à la mort de l'animal (Tadmor and Rauchbach, 1972). L'infestation par *Sarcoptes* sp. peut être responsable d'érythème généralisé et d'alopecie chez le jeune hérisson avec une issue parfois fatale (Bexton et Robinson, 2003).

C. tripilis présente aussi un pouvoir pathogène indirect, en favorisant les surinfections à *T. mentagrophytes* var. *erinacei* ou les attaques de mouches attirées par la présence de débris cutanés et de sérum (Sweatman, 1962 ; Brockie, 1974, Bexton et Robinson, 2003).

Figure 17. Lésions cutanées chez un hérisson d'Europe atteint d'une acariose psorique



Photographie personnelle

2.1.5. Acariens : *Demodex erinacei*

Généralités sur *Demodex erinacei*

Les démodécies sont des parasitoses cutanées infectieuses, très peu contagieuses, dues à la présence et à la pullulation dans les follicules pilo-sébacés d'un acarien parasite spécifique, lequel se nourrit de tissus sous-cutanés, notamment de sébum (Carlson, 1990 ; Bussiéras et Chermette, 1991b).

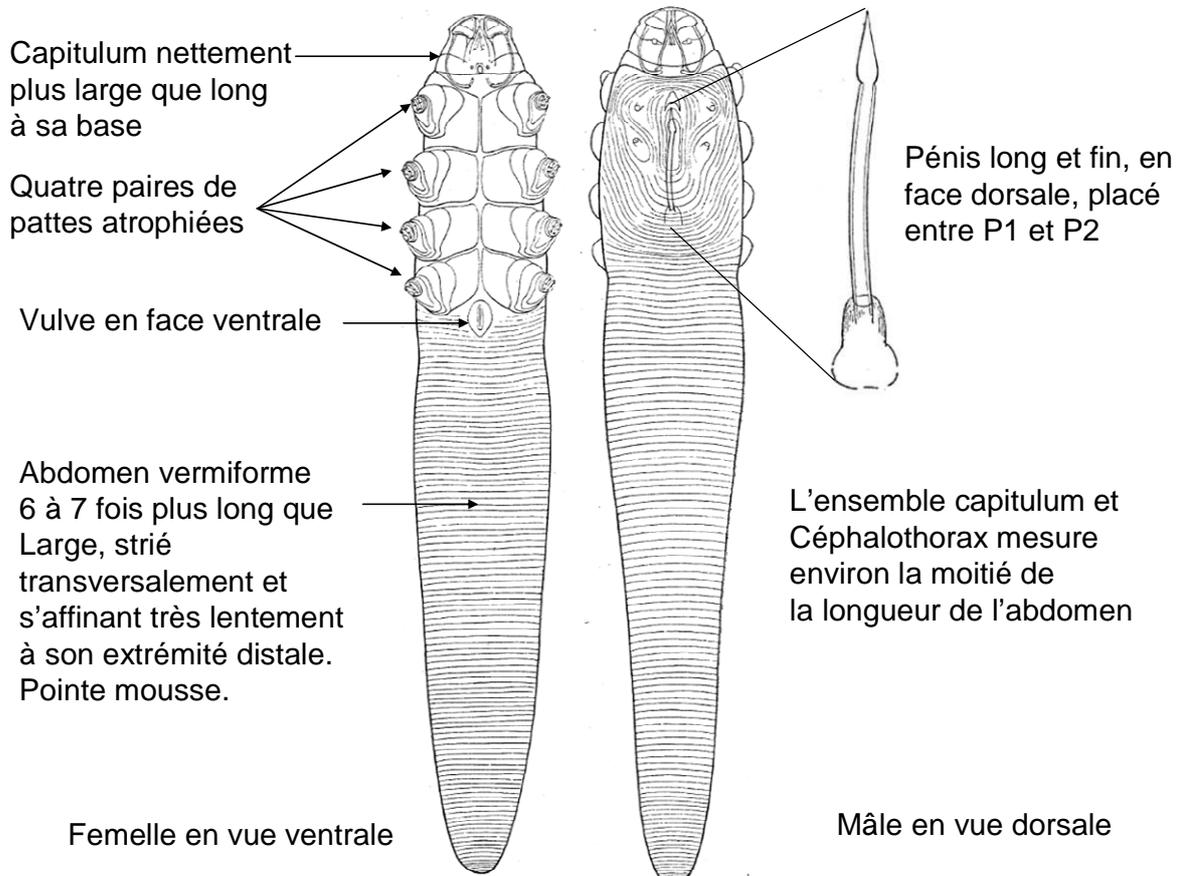
Demodex erinacei et classification

Demodex erinacei HIRST, 1917 a été décrit chez *E. europaeus* (Hirst, 1919 ; Carlson, 1990 ; Fisher *et al.*, 2007). C'est un acarien de la famille des *Demodicidae*. Ce serait une sous-espèce du *Demodex* du chien (Carlson, 1990). Tenquist et Charleston (2001) ont décrit la présence de *Demodex* sp. sur le hérisson d'Europe, sans en préciser l'espèce.

Description et critères d'identification de *Demodex erinacei*

Demodex erinacei est un acarien prostigmaté (rostre bien développé, chélicères robustes, pédipalpes non appliqués sur les chélicères et stigmates s'ouvrant à la base des chélicères) dont le corps est vermiforme et les pattes atrophiées (Bussiéras et Chermette, 1991b, figure 18), vivant sur le hérisson.

Figure 18. Anatomie externe de *Demodex erinacei*



D'après Hirst (1919).

Cycle évolutif de *Demodex erinacei*

Les adultes s'accouplent à la surface de la peau. Les mâles meurent après la fécondation des femelles, lesquelles pénètrent alors dans les follicules et y pondent des œufs. Ces derniers donnent une protolarve qui évolue en une deutolarve hexapode puis en une nymphe octopode. Les nymphes migrent à la surface de la peau et infestent de nouveaux follicules pileux et éventuellement un nouvel hôte (Bussiéras et Chermette, 1991b).

Méthodes de mise en évidence de *Demodex erinacei*

Les Demodex sont mis en évidence par plusieurs raclages cutanés profonds.

Prévalence de *Demodex erinacei*

Selon Fischer *et al.* (2007), *D. erinacei* est un parasite rare.

Pouvoir pathogène de *Demodex erinacei*

D. erinacei est souvent asymptomatique. Dans le cas contraire, il provoque l'apparition d'épaississements cutanés croûteux et de papules (Saupe, 1988 ; Carlson, 1990 ; Bexton et Robinson, 2003).

2.2. Champignons

2.2.1. Dermatophytes : *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei*

Généralités sur les dermatophytes d'*E. europaeus*

Les dermatophytes sont des champignons kératinotrophes (Donnelly *et al.*, 2000). Ils se nourrissent de la couche cornée de l'épiderme des animaux. Sans hôte, ils sont incapables de se multiplier. Les hérissons se contaminent au contact d'un nid d'hiver contaminé, ou en se battant entre eux (mâles principalement).

***T. mentagrophytes var. erinacei* et classification**

T. mentagrophytes var. erinacei est responsable de dermatophytoses chez *E. europaeus* (Keymer *et al.*, 1991, Chermette, 1991), son hôte principal. Il peut aussi infester l'homme et les carnivores.

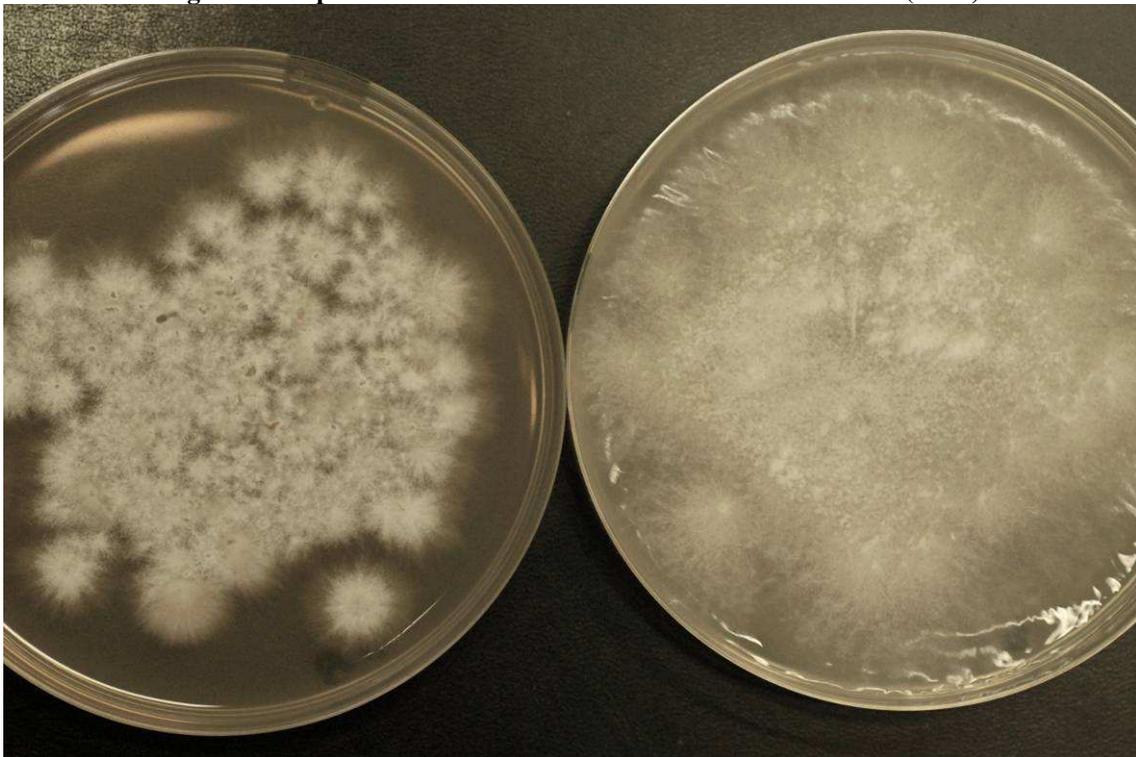
T. mentagrophytes var. erinacei est un champignon ascomycète de l'ordre des Onygnéales et de la famille des *Arthrodermataceae*.

Description et critères d'identification de *T. mentagrophytes var. erinacei*

D'après Chermette (1993) *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei* est un dermatophyte, parasite obligatoire, ayant pour hôte principal le hérisson d'Europe. On le retrouve sur les poils et dans les squames. Le type lésionnel est ectothrix (les filaments mycéliens sont surtout présents à l'intérieur du poil, et les arthroconidies à sa surface). Les arthroconidies sont petites, en chaînette.

L'identification se fait par culture mycologique sur milieu de Sabouraud. Les cultures poussent rapidement. Leur aspect est farineux avec un recto de couleur blanche et un verso jaune (figure 19). Les macroaleuries en massue, à paroi mince, comportent 1 à 4 logettes. Les microaleuries sont ovalaires. Le mycélium présente peu de vrilles et souvent des expansions (propagules) s'enfonçant dans la gélose.

Figure 19. Aspect farineux de deux cultures de *T. m. var erinacei* (recto)



Photographie : Service de parasitologie de l'ENVA.

Cycle évolutif de *T. mentagrophytes var. erinacei*

Le cycle évolutif commence par la germination de conidies à la surface de la peau. Elles libèrent des filaments mycéliens qui prolifèrent dans la couche cornée avant de rejoindre un follicule pileux. Les filaments mycéliens colonisent la gaine externe du follicule, puis l'infundibulum, la gaine interne du follicule et enfin le poil. Le mycélium se développe dans les parties fraîchement kératinisées de la racine du poil dont la croissance entraîne la diffusion des éléments fongiques vers les parties superficielles du poil. Certains filaments mycéliens se transforment en arthroconidies à l'origine de nouvelles conidies (Chermette et Bussiéras, 1993).

Méthodes de mise en évidence de *T. mentagrophytes var. erinacei*

T. mentagrophytes var. erinacei est mis en évidence par culture mycologique sur milieu de Sabouraud suite à une suspicion clinique. Ce champignon filamenteux n'émet pas de fluorescence à la lampe de Wood.

Prévalence de *T. mentagrophytes var. erinacei*

T. mentagrophytes var. erinacei est présent en Europe et en Nouvelle-Zélande. Son portage asymptomatique est fréquent. Dans une étude, Morris et English (1969) l'ont retrouvé chez 47 % des hérissons de Nouvelle Zélande, contre 20 % des hérissons au Royaume-Uni. Le champignon peut aussi être isolé dans les nids : English et Morris (1969) l'ont retrouvé dans 25 % des nids d'hivers (14 sur 60).

D'après Molina-López *et al.* (2012), la culture de poils et de piquants issus de 102 hérissons sauvages, en Espagne, sur les milieux Sabouraud Dextrose Agar (associé à des antibiotiques) et Dermatophyte Test Medium n'a permis d'isoler aucun dermatophyte. La prévalence de ce champignon est donc très variable d'un pays à l'autre ou d'une étude à l'autre.

Pouvoir pathogène de *T. mentagrophytes var. erinacei*

T. mentagrophytes var. erinacei est considéré comme faiblement pathogène chez le hérisson (Bexton et Robinson, 2003) mais peut provoquer des lésions inflammatoires, non prurigineuses, circulaires, croûteuses, alopeciques, squameuses et érythémateuses de la tête et de la jonction poils – piquants, pouvant aller jusqu'à une perte de piquants. Des croûtes sur le pourtour des oreilles apparaissent très fréquemment (figure 20) et une composante allergique, parfois très violente est suggérée. Les lésions saignent invariablement lorsqu'on enlève les croûtes (Bexton et Robinson, 2003). Il existe un portage asymptomatique. Les animaux jeunes, âgés ou immunodéprimés présentent souvent des formes plus graves (Chermette et Bussiéras, 1993 ; Donnelly, 2000), qui peuvent être surinfectées (figure 21). Cependant, des lésions parfois étendues, sans altération notable de l'état général sont souvent observées (Bexton et Robinson, 2003).

Figure 20. Lésions cutanées provoquées par *T. mentagrophytes* var. *erinacei* sur l'oreille d'un hérisson



Photographie personnelle.

Figure 21. Dermatophytose à *T. m.* var *erinacei* compliquée d'une pyodermite granulomateuse généralisée



Photographie personnelle.

Potentiel zoonotique de *T. mentagrophytes* var. *erinacei*

Des cas de contamination humaine par *T. m. erinacei* (figure 22) ont été décrits (Schauder *et al.*, 2007, Chih-Wei *et al.* 2010, Do-Young *et al.* 2009). Selon Donnelly *et al.* (2000), ces cas sont le plus souvent consécutifs à un contact indirect avec un hérisson par l'intermédiaire d'un ancien nid ou d'un chien s'étant battu avec un hérisson. Quelques cas sont consécutifs à un contact direct, le plus souvent par des personnes soignant les hérissons (observation personnelle).

Figure 22. Lésions zoonotiques de *Trichophyton m. var erinacei* sur la paume d'une main



Photographie personnelle.

2.2.2. Autres champignons

Des champignons appartenant aux genres *Acremonium*, *Alternaria*, *Aspergillus*, *Mucor*, *Rhizopus*, *Absidia*, *Alternaria*, *Fusarium*, et *Penicillium* ainsi qu'aux espèces *Microsporum canis* ou *M. gypseum*, peuvent être isolés dans la flore cutanée de *E. europaeus* (Bexton et Robinson, 2003 ; Molina-López *et al.*, 2012). Ils comprennent des espèces pathogènes opportunistes ubiquitaires à l'origine de mycoses cutanées ou systémiques chez l'homme ou l'animal.

Le champignon *Emmonsia crescens* a été décrit chez *E. europaeus* en République Tchèque (Prokopic *et al.*, 1981) et au Portugal (Seixas *et al.*, 2006). Il est à l'origine d'une adiaspiromycose pulmonaire.

2.3. Helminthes

2.3.1. Nématodes : *Capillariidae* d'*E. europaeus*

Généralités sur les *Capillariidae* d'*E. europaeus*

La classification des *Capillariidae* est en cours de remaniement, notamment au niveau des genres et espèces. Le nombre d'espèces de « capillaires » décrites chez le hérisson varie selon les auteurs. La majorité des articles concernant les « capillaires » des hérissons ne précisent pas leurs critères d'identifications, ou utilisent le terme générique « *Capillaria* sp. ». Il existe des capillaires à tropisme digestif ou pulmonaire.

Capillariidae* parasites d'*E. europaeus

Schütze (1980), Saupe (1988) et Beck (2007) distinguent au moins deux espèces différentes :

Eucoleus aerophilus (Creplin 1839) a un tropisme pulmonaire, et a souvent été dénommé *Capillaria aerophila*. Certains auteurs le confondent ou le distinguent (Schütze, 1980) avec *Eucoleus tenuis*, lui aussi à tropisme respiratoire. Nous considérerons par la suite que *Eucoleus aerophilus* et *Eucoleus tenuis* correspondent à une seule et même espèce.

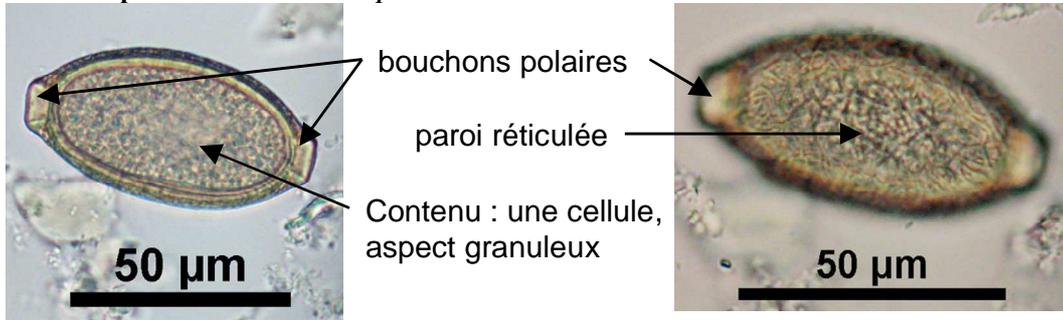
Aonchotheca erinacei (Rudolphi 1819) a un tropisme digestif. Il est souvent appelé *Capillaria erinacei* ou *Capillaria ovireticulata*. Ce dernier est parfois considéré comme une espèce à part entière, décrite par Laubmeier en 1985 (Pfäffle, 2010) et très difficile à distinguer de la précédente. Nous considérerons par la suite que *Aonchotheca erinacei* et *Capillaria ovireticulata* correspondent à une seule et même espèce.

De même, nous désignerons par « *Capillaria* sp. » les *Capillariidae* imprécisément identifiés.

Description et critères d'identification des *Capillariidae* d'*E. europaeus*

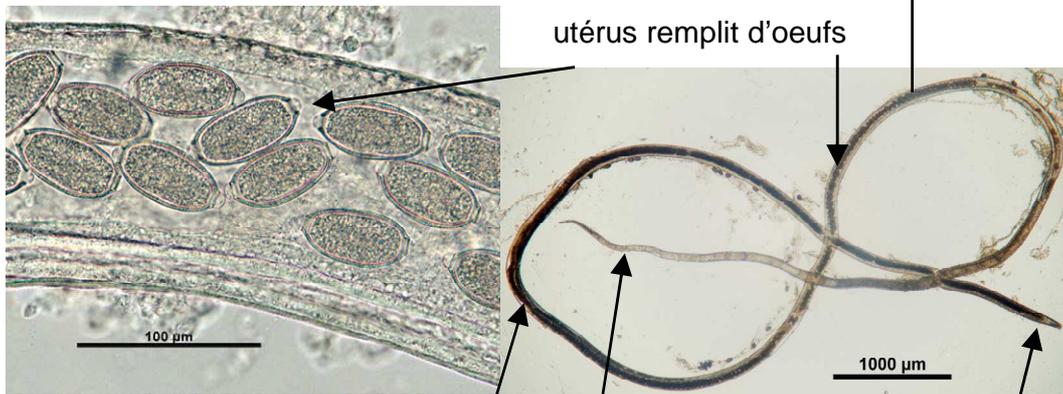
Les critères d'identification d'*Eucoleus aerophilus* sont présentés sur la Figure 23

Figure 23. description de *Eucoleus aerophilus*

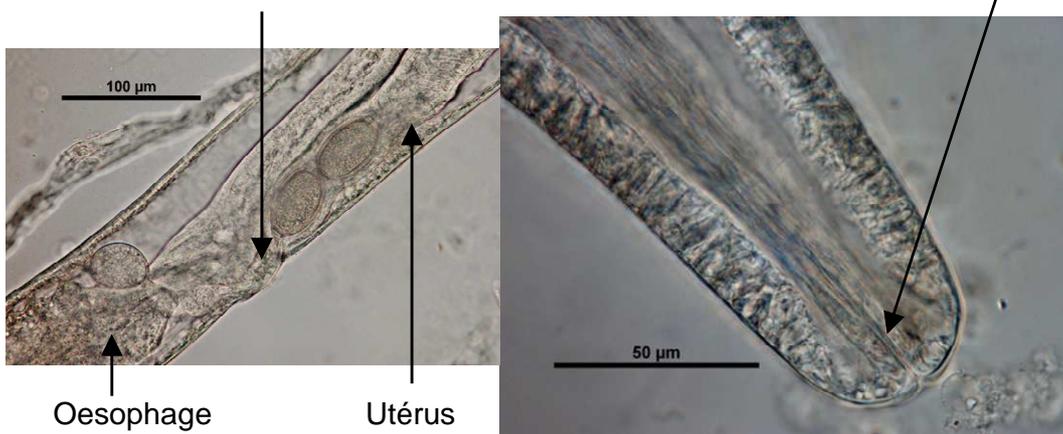


oeufs de *Eucoleus aerophilus*
longueur : 50 à 80 µm
largeur : 30 µm.

Eucoleus aerophilus femelle
(forme allongée et fine)
mâles : 10 à 13 mm
Femelles : 6 à 10 mm



Vulve s'abouchant au niveau de la partie distale de l'œsophage



Les mâles possèdent deux lobes caudaux par où sort un spicule engainé.

Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA

Description : d'après Saupe, 1988 ; Beck, 2007 ; Bussiéras et Chermette, 1995

Cycle évolutif de *E. aerophilus*

Les *Capillariidae* ont un cycle monoxène, ou hétéroxène facultatif, où les lombrics (famille des *Lumbricidae*) et les limaces (*Arionidae*) jouent le rôle d'hôtes paraténiques (Schütze, 1980, Saupe, 1988).

Le hérisson se contamine en ingérant un œuf larvé ou un ver de terre infesté. L'œuf éclot dans l'intestin grêle, libérant une larve. En 7 à 10 jours, la larve franchit la muqueuse digestive, rejoint la circulation sanguine, qui la transporte jusqu'aux poumons. Elle pénètre alors dans une alvéole pulmonaire et migrent vers les ramifications bronchiques en se développant. Les adultes vivent dans les bronchioles, les bronches et la trachée. La période prépatente dure 3 à 4 semaines (Beck, 2007).

Les œufs sont présents dans les sécrétions bronchiques et peuvent être expectorés ou déglutis, puis retrouvés dans les fèces. Leur maturation en larve dure entre 30 et 50 jours.

Méthodes de mise en évidence des *Capillariidae* d'*E. europaeus*

Majeed *et al.* (1989), ont étudié sur 53 hérissons d'Europe, la présence d'une infestation pulmonaire par *Capillaria* spp., à l'aide d'une étude histologique et coproscopique (la méthode de coproscopie utilisée n'est pas précisée). Ils l'ont mis en évidence par histologie chez 21 hérissons (40 %), dont 16 impliquant à la fois *Capillaria* sp. et *Crenosoma striatum* (30 %).

Les coproscopies ont été effectuées pour 42 hérissons. En regroupant les résultats de coprologie et d'histologie, on obtient 20 hérissons sur 42 (48 %) qui présentent une infestation par *Capillaria* sp. Ils ont mis en évidence 7 faux négatifs à la coproscopie (17 %) et 8 faux négatifs à l'analyse histologique (15 %).

On a donc dans cette étude une sensibilité de 65 % pour la coproscopie et de 60 % pour l'histologie. Aucune de ces méthodes n'est donc satisfaisante, et les faux négatifs sont nombreux. Toutefois l'analyse coproscopique est réalisable sur des animaux vivants, contrairement à l'analyse histologique.

Les analyses coprologiques doivent se faire sur plusieurs jours car l'excrétion est intermittente. Une valeur de 30 000 OPG n'est pas rare pour *Aonchotheca erinacei*. Si les fèces ne sont pas fraîches, il est aussi possible d'utiliser une coproscopie par sédimentation (Schütze, 1980). Lors de leur diagnose, les œufs de capillaires sont parfois confondus avec ceux de *Trichuris vulpis*, qui sont plus grands. Par ailleurs, *Trichuris vulpis* n'a pas été identifié à ce jour chez *E. europaeus*.

La diagnose d'espèce à partir des œufs est difficile. Carlson (1990) présente de façon détaillée et illustrée les différences morphologiques des œufs des différentes espèces de *Capillariidae*.

Prévalence des *Capillariidae* d'*E. europaeus*

Schütze (1980) a fait une étude coproscopique des excréments de 437 hérissons d'Europe en Allemagne, d'octobre à décembre, par flottation, par sédimentation, et par la méthode de Baermann. Deux-cent-quarante-cinq hérissons étaient infestés par *Aonchotheca erinacei* (56,4 %) et 182 par *E. aerophilus* (41,7 %).

Pour *Capillaria* spp., Barutzki *et al.* (1984) ont trouvé une prévalence de 66,1 % (152/230), 25,1 % (44/171) et 34,3 % (83/242) à Munich pour les hivers 1980-1981, 1982-1983 et 1983-1984 respectivement. Liesegang et Lehmann (2003) ont rapporté une infestation de 148 hérissons sur 200 examinés (74 %) à Zürich.

Mizgajska-Wiktor *et al.* (2010) ont réalisé une étude coproscopique par flottation dans une solution d'eau saturée en saccharose des fèces de 15 hérissons d'Europe vivant en Pologne. *Aonchotheca erinacei* a été trouvé chez 9 d'entre eux (60 %). *Eucoleus aerophilus* a été identifié chez un seul hérisson (7 %).

La prévalence varie donc fortement d'une année à l'autre, et d'un pays à l'autre.

Pouvoir pathogène des *Capillariidae* d'*E. europaeus*

L'infestation du système respiratoire par *E. aerophilus* peut provoquer toux, jetage nasal, dyspnée, anorexie, trachéite (Bexton et Robinson, 2003), bronchite et pneumonie (Barutzki *et al.*, 1984). Les faibles infestations sont souvent asymptomatiques, et les juvéniles sont plus touchés en règle générale.

Histologiquement l'infestation pulmonaire par *E. aerophilus* (Majeed *et al.*, 1989) provoque des lésions de la trachée (trachéites), des poumons, des bronches et des bronchioles. Des œufs ou adultes de capillaires sont systématiquement retrouvés dans la muqueuse ou l'épithélium de la trachée, des bronches, bronchioles et des alvéoles, sous forme libre ou sous forme de kyste.

Des cellules inflammatoires variées sont infiltrées dans la muqueuse, la sous-muqueuse et la séreuse trachéale. Dans des cas sévères, un épaissement de la muqueuse trachéales, une réaction inflammatoire granulomateuse associée à la présence de macrophages, de cellules géantes multinucléées et de lymphocytes ont été observés.

Les poumons présentent une inflammation et une infiltration cellulaires, notamment éosinophilique. Les cas sévères sont associés à des zones de consolidation. Les œufs de *E. aerophilus* provoquent un œdème et une inflammation du parenchyme pulmonaire. Ils sont souvent entourés de macrophages et de cellules géantes multinucléées, formant des microgranulomes.

L'infestation du tube digestif par *A. erinacei*, se traduit histologiquement par la présence d'œufs et d'adultes d'*A. erinacei* dans la lumière de l'estomac, du jéjunum, de l'iléon, et très rarement du gros intestin. Ils peuvent aussi être enkystés dans la paroi du tube digestif (Majeed *et al.*, 1989). Les lésions associées sont d'importance variable. Majeed *et al.* (1989) décrivent une gastrite légère accompagnée d'une infiltration cellulaire modérée, sans entérite associée. Une diarrhée verdâtre et mucoïde associée à une léthargie et un amaigrissement peut être observée (Bexton et Robinson, 2003). Schütze (1980), Barutzki *et al.* (1984), Saupe (1988), Carlson (1990) et Beck (2007) décrivent une entérite chronique catarrhale avec une surinfection de la muqueuse intestinale et une diarrhée persistante. Cette forme sévère est associée à une déshydratation forte, une altération de la turgescence des piquants, une cachexie par défaut d'assimilation, une faiblesse, une anémie et parfois la mort.

Aucun capillaire n'a été retrouvé dans les deux foetus étudiés par Majeed *et al.*, 1989.

2.3.2. Nématodes : *Crenosoma striatum*

Généralités sur *Crenosoma striatum*

Crenosoma striatum ZEDER, 1800 est un parasite spécifique du hérisson, parmi les plus fréquents chez cette espèce (Barutzki *et al.*, 1984 ; Beck, 2007) en particulièrement dans la première année de vie (Bexton et Robinson, 2003). C'est un helminthe du système respiratoire (bronches principales et secondaires) et des vaisseaux pulmonaires.

Classification de *Crenosoma striatum*

Crenosoma striatum est un nématode de l'ordre des *Strongylida*, super famille des *Metastrongyloidea*, famille des *Crenosomatidae*. De nombreux auteurs l'ont décrit chez *E. europaeus* (Barutzki *et al.*, 1984 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Beck, 2007).

Description et critères d'identification de *Crenosoma striatum*

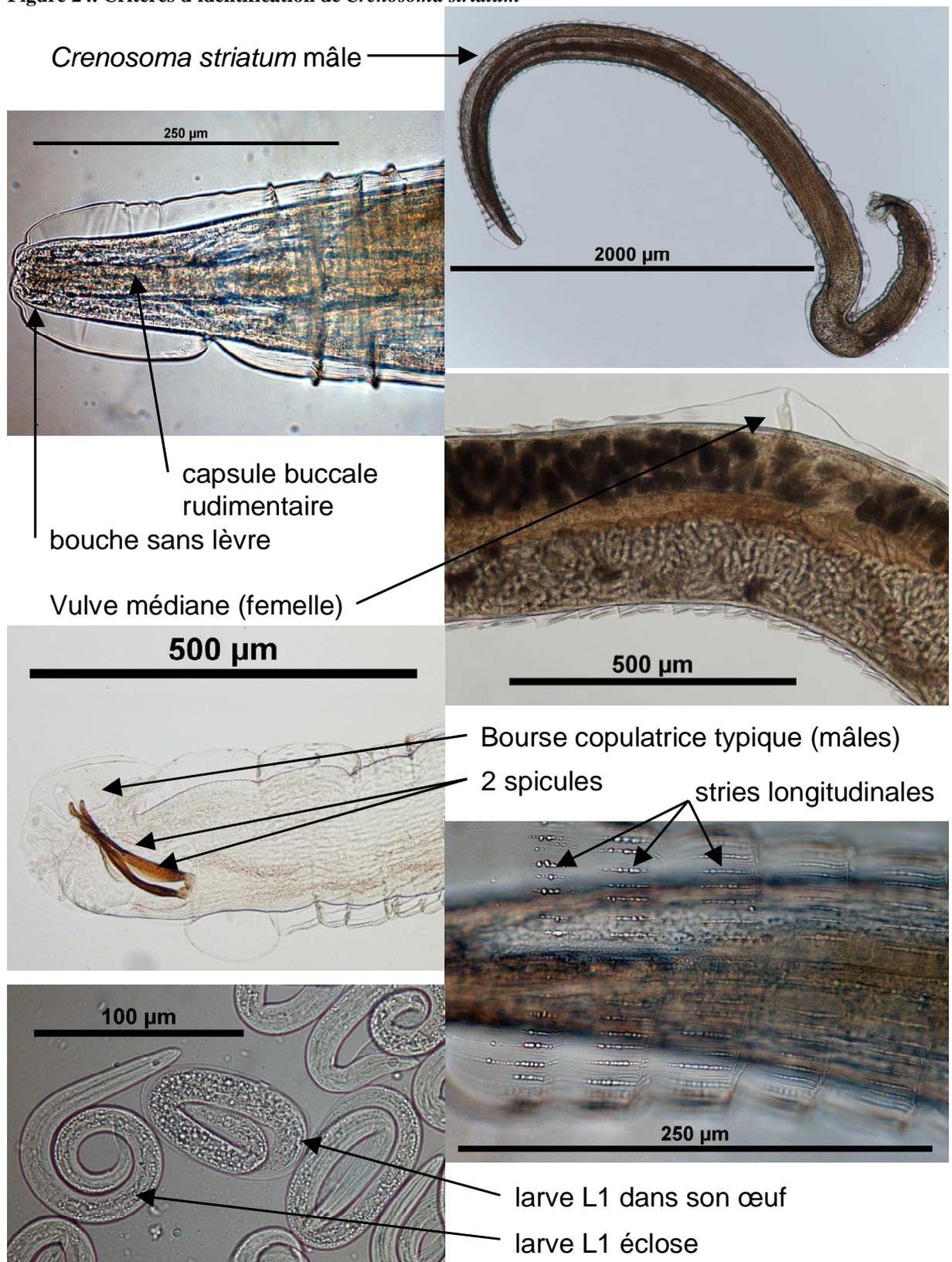
Les *Crenosomatidae* sont des strongles à capsule buccale absente ou très rudimentaire, dont la bourse copulatrice est typique et généralement réduite. Les femelles présentent une vulve médiane.

Les femelles adultes mesurent 15-20 mm de long, contre 10-15 mm pour les mâles. Le diamètre des adultes est de 0,3 mm (Carlson, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984). Les adultes présentent des stries longitudinales le long de leur corps.

Les larves mesurent environ 300 µm de long. Ce sont des larves ressemblant à celles des *Protostrongilidae*, sans œsophage nettement discernable, à l'extrémité terminale fine, simple et en pointe. Elles sont souvent enroulées sur elle-même en forme de huit (observation personnelle).

Les critères d'identification de *Crenosoma striatum* sont présentés dans la figure 24.

Figure 24. Critères d'identification de *Crenosoma striatum*

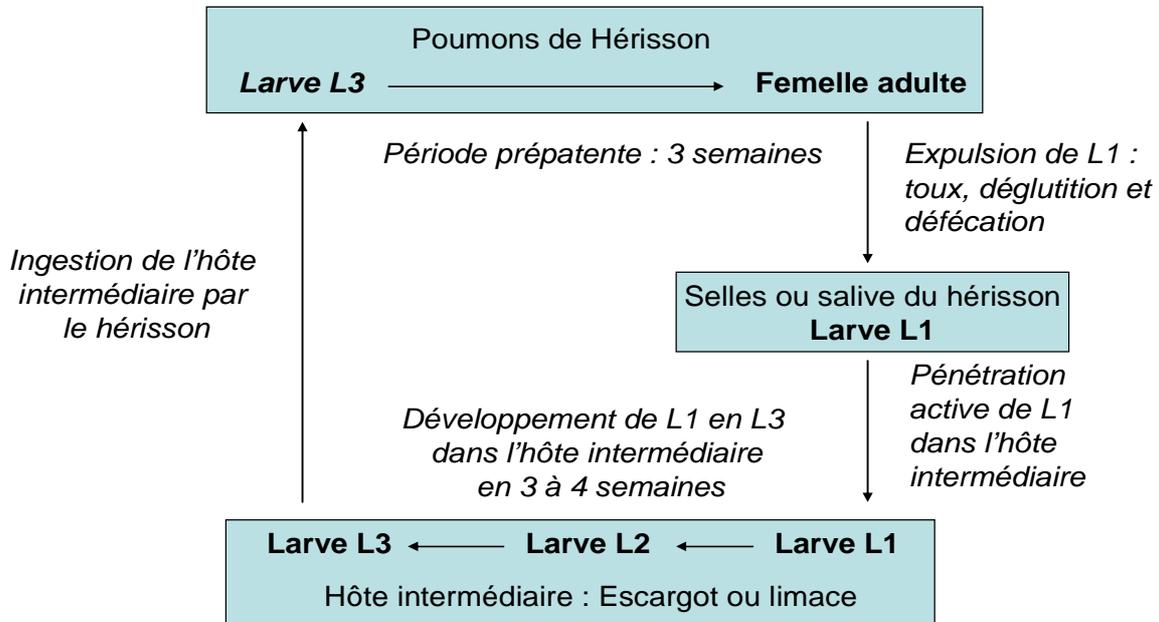


Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA.

Cycle évolutif de *C. striatum*

Le cycle évolutif de *C. striatum* (figure 25) est hétéroxène (Bussiéras et Chermette, 1995) : il nécessite au moins un hôte intermédiaire. *C. striatum* présente une grande spécificité d'hôte (Lämmler et Saupe, 1968).

Figure 25. Cycle évolutif de *Crenosoma striatum*



Les femelles sont ovo-vivipares. Elles pondent des larves L1 entourées d'un tégument élastique transparent qui se déchire très rapidement. Tout comme les adultes, elles peuvent être retrouvées dans les bronches. Les larves L1 sont expulsées des poumons lorsque le hériçon tousse. Elles sont également expectorées ou dégluties et expulsées dans les fèces (Beck, 2007).

La larve pénètre activement dans le pied d'un hôte intermédiaire et s'y développe en 3 à 4 semaines jusqu'au stade L3 qui est infectieux (Schütze, 1980 ; Beck, 2007). Les *Stylommatophora*, qui regroupent les escargots et les limaces sont les hôtes intermédiaires les plus fréquents. Le stade L3 peut y survivre longtemps. Le hériçon se contamine en consommant un hôte intermédiaire.

C. striatum devient sexuellement mature 21 jours après l'ingestion et dès lors, les premières larves (L1) peuvent être retrouvées dans les fèces.

Méthodes de mise en évidence de *Crenosoma striatum*

C. striatum peut être mis en évidence chez l'animal vivant, par une coproscopie en appliquant la méthode de Baermann, ou par analyse du liquide de lavage broncho-alvéolaire. Toutefois l'excrétion est intermittente, et n'a lieu que pendant la période patente. Il faut donc analyser, après une période pré-patente de 21 jours, les fèces recueillies sur plusieurs jours consécutifs.

C. striatum peut aussi être mis en évidence dans les bronches d'un animal au cours d'une autopsie (figure 26). Lors de recherches d'œufs de parasites par une technique de flottation, il arrive parfois qu'une larve L1 soit visible. Ces techniques modifient leur anatomie et doivent être évitées pour identifier ce parasite car les larves ne peuvent alors pas être distinguées de celles des nématodes du sol (Schütze, 1980 ; Mizgajska-Wiktor *et al.*, 2010).

Figure 26. Observation macroscopique d'adultes de *Crenosoma striatum* dans un poumon lors d'une autopsie de hérisson



Photographie personnelle.

Prévalence de *Crenosoma striatum*

Schütze (1980) a fait une étude coproscopique des fèces de 437 hérissons d'Europe en Allemagne, d'octobre à décembre. Trois-cent-quarante-sept animaux étaient porteurs de *Crenosoma striatum* (79,4 %).

Majeed *et al.* (1989), ont étudié la présence d'une infestation pulmonaire par des helminthes du genre *Crenosoma* sur 53 hérissons d'Europe, dans les comtés de Buckinghamshire et de Surrey au Royaume-Uni, en combinant études histologique et coproscopique. La méthode de coproscopie n'est pas précisée. Les animaux de l'étude sont soit des accidentés de la route (n = 16), soit morts dans un centre de soins (n = 37). *C. striatum* a été mis en évidence chez 30 hérissons (57 %). Les deux méthodes ont abouti à des faux négatifs. Les estimations de prévalence, sont donc souvent sous-estimées.

D'autres auteurs ont identifié 134 hérissons infestés par ce nématode en Europe sur 627 (21,3 % ; Barutzki et Laubmeier, 1987), 72 sur 160 à Hanovre (45 %, Pantchev *et al.* 2005) ou 155 sur 200 à Zürich (77,5 % ; Liesegang et Lehmann, 2003).

Pouvoir pathogène de *Crenosoma striatum*

L'infestation par *C. striatum* provoque des symptômes généraux (perte de poids, insuffisance cardiovasculaire, dilatation du ventricule droit), ou respiratoires (dyspnée, emphysème pulmonaire, toux sèche ou humide, sifflements respiratoires, épaississement de la trachée, bronchite ulcéralive secondaire à une surinfection bactérienne à *Bordetella bronchiseptica* souvent (Bexton et Robinson, 2003). L'organisme réagit en produisant un épais mucus jaune, obstacle à la respiration. Au stade final de la maladie, l'animal respire bouche ouverte, s'accroupit, tombe en décubitus latéral et meurt en quelques heures (Timme, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Saupe, 1988 ; Majeed *et al.*, 1989 ; Carlson, 1990).

Au plan histologique (Majeed *et al.*, 1989), les larves de *C. striatum* peuvent provoquer un œdème et une inflammation du parenchyme pulmonaire plus ou moins importante avec une infiltration cellulaire variable, notamment éosinophilique. Les larves sont souvent entourées de macrophages et de cellules géantes multinucléées, formant des microgranulomes. Les cas sévères sont associés à des zones de consolidation.

Les adultes de *C. striatum* vivent dans la lumière bronchique, les bronchioles et les alvéoles, mais ne sont jamais retrouvées dans l'épithélium bronchique. La présence d'adultes n'est pas systématiquement associée à une réaction inflammatoire.

L'étude histologique de 2 fœtus de hérissons n'a pas révélé la présence de *C. striatum* (Majeed *et al.*, 1989).

2.3.3. Nématodes : *Physaloptera clausa*

Physaloptera clausa (*Spirurida* : *Physalopteridae*) est un nématode gastrique qui mesure 17-25 mm de long pour 2 mm de large. Une description précise illustrée par des photographies au microscope électronique à balayage est disponible dans un article de Gorgani *et al.* (2013).

Les hérissons se contaminent en consommant des arthropodes (très nombreuses familles) qui jouent le rôle d'hôtes intermédiaires.

L'infection par *P. clausa* est souvent asymptomatique chez les hérissons en bonne santé. En cas de forte infestation, les symptômes sont une faiblesse, une dyspepsie, des troubles digestifs, de la cachexie, et une diarrhée peu abondante (Beck, 2007).

Les œufs sont ovales, à paroi épaisse et contiennent une larve. On peut les détecter dans les fèces par une technique de flottation. Une solution très dense doit être utilisée, comme une solution saturée en saccharose, car les œufs de *Spirurida* sont lourds et ne flottent pas dans toutes les solutions de flottation.

2.3.4. Trématodes : *Brachylaemus erinacei*

Généralités sur *Brachylaemus erinacei*

Brachylaemus erinacei (Blanchard 1847) est le trématode le plus fréquemment observé chez le hérisson. (Schütze, 1980 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Beck, 2007). Il est aussi appelé « douve du hérisson ».

D'autres noms lui ont été donnés : *Distomum caudatum*, *D. leptostomum*, *Heterolope leptostomum*, *Harmostomum helicis* et *Brachylaemus helices* (Pfäffle, 2010).

Classification de *Brachylaemus erinacei*

Brachylaemus erinacei appartient aux plathelminthes, et à la classe des trématodes.

Description et critères d'identification de *Brachylaemus erinacei*

Brachylaemus erinacei ressemble à la petite douve du foie. Elle est aplatie et mesure 5 à 10 mm de long pour 1 à 2 mm de large (Schütze, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Carlson, 1990)

Les œufs sont de petite taille : 30 à 35 µm long pour 20 à 21 µm de large. Leurs extrémités non pointues sont operculées ; leur coque est très épaisse et leur couleur jaune rouge opalescent à brun foncé. Ils contiennent un *miracidium* qui est déjà visible dans l'utérus maternel (Schütze, 1980 ; Carlson, 1990).

Cycle évolutif de *Brachylaemus erinacei*

L'œuf est émis avec les fèces du hérisson, puis ingéré par des gastéropodes, hôtes intermédiaires, tels que *Helix* spp., *Arion* spp. ou *Succinea* spp. L'enveloppe est digérée par l'hôte intermédiaire, libérant le *miracidium*. Ce dernier franchit la paroi stomacale pour atteindre d'autres organes. Il s'y développe et devient un métacercaire représentant le stade infectieux. Les métacercaires restent dans le l'hôte intermédiaire jusqu'à ce qu'il soit ingéré par le hérisson. Le métacercaire libéré se fixe alors à la paroi intestinale à l'aide de sa ventouse buccale et se développe en adulte. La période prépatente est de 17 jours (Pfäffle, 2010).

Par des expériences d'inoculation de métacercaires, Schütze (1980) a montré que *B. erinacei* présente une spécificité d'hôte définitif. Les adultes matures de *B. erinacei* vivent dans les intestins et peuvent migrer dans les voies biliaires en cas d'infestation massive (Schütze, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Carlson, 1990).

Méthodes de mise en évidence de *Brachylaemus erinacei*

Le diagnostic sur animal vivant est coprologique. La densité des œufs étant faible ($D < 1,3$), Schütze (1980) conseille de les rechercher par sédimentation.

Prévalence de *Brachylaemus erinacei*

B. erinacei a été retrouvé chez 106 hérissons (24,4 %) lors d'une étude coproscopique de 437 hérissons d'Europe en Allemagne, d'octobre à décembre (Schütze, 1980). Plus généralement, la prévalence varie en Allemagne, selon les études, de 1 à 80 % selon la région étudiée (Schütze, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984).

Mizgajska-Wiktor *et al.* (2010), ont trouvé 5 hérissons d'Europe porteurs de *B. erinacei* en Pologne, sur 15 étudiés (33 %).

Pouvoir pathogène de *Brachylaemus erinacei*

Les symptômes d'une infestation par *B. erinacei* sont une agitation, une diarrhée, une perte de poids malgré un appétit conservé, une inflammation des canaux biliaires (parfois surinfectée) et une anémie par spoliation sanguine, rapidement mortelle sans traitement (Schütze, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Carlson, 1990). Les fèces ont une consistance de fine purée, une forte odeur désagréable et sont parfois hémorragiques (Bexton et Robinson, 2003). Le cas d'un jeune hérisson infesté par 2516 trématodes a été décrit. L'animal n'a pas survécu (Pfäffle, 2010).

2.3.5. Autres trématodes

Quelques autres espèces de trématodes sont parfois retrouvées chez *E. erinaceus* : *Dicrocoelium dendriticum*, *Brachylecitum aetechini* (Poglayen *et al.*, 2003) et *Brachylecitum mackoi*, découverte en 2004 par Casanova et Ribas. Toutes parasitent le foie ou les canaux biliaires.

2.3.6. Cestodes : *Hymenolepis erinacei*

Généralités sur *Hymenolepis erinacei*

Les infections par les cestodes sont rares chez le hérisson. Pourtant, *Hymenolepis erinacei* GMELIN, 1790 a été décrit par de nombreux auteurs (Carlson, 1980 ; Schütze, 1980 ; Timme, 1980 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991).

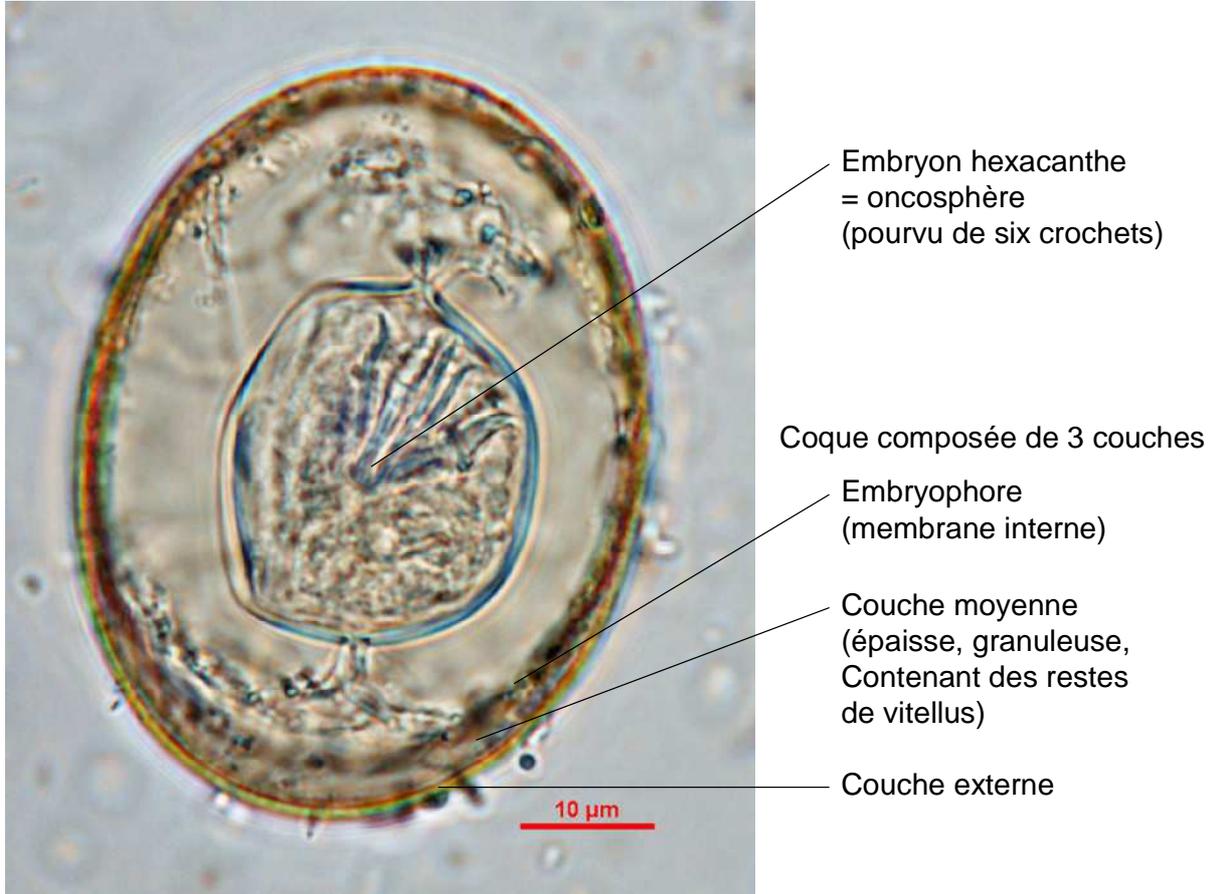
Classification d'*Hymenolepis erinacei*

Hymenolepis erinacei est un cestode de la classe des *Cyclophyllidea* et de la famille des *Hymenolepididae* (Bussiéras et Chermette, 1995).

Description et critères d'identification d'*Hymenolepis erinacei*

Les *Cyclophyllidea* sont des cestodes pourvus de 4 ventouses généralement circulaires, avec le plus souvent un rostre équipé de crochets, et sans orifice de ponte. Les segments ovigères sont remplis d'œufs embryonnés qui contiennent chacun un embryon hexacanthé (figure 27).

Figure 27. Œuf embryonné d'*Hymenolepis* sp. (*Cyclophyllidea*)



Photographie : Service de parasitologie de l'ENVA.

Les membres de la famille des *Hymenolepididae* présente un *scolex* rétractile et portent une seule couronne de crochets en forme de faux ou de fourche. Les pores génitaux, permettant la fécondation entre deux individus ou l'autofécondation entre deux segments, sont unilatéraux, l'utérus est sacciforme et les larves infectant les arthropodes hôtes intermédiaires sont de type cysticercoïde (Bussiéras et Chermette, 1995).

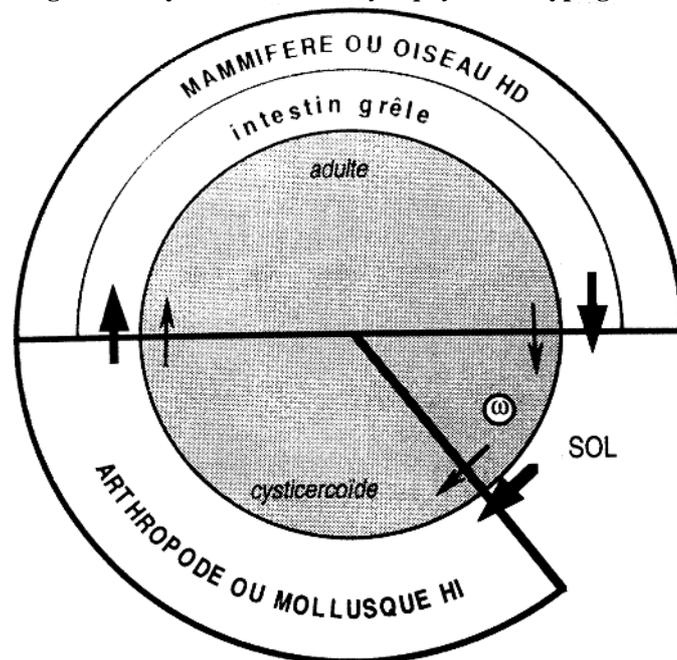
Les adultes mesurent 34 à 84 mm de long et libèrent des segments ovigères de 2 à 8 mm de long dans les fèces (Pfäffle, 2010).

Cycle évolutif d'*Hymenolepis erinacei*

Hymenolepis erinacei possède un cycle hétéroxène obligatoire. Les segments ovigères contiennent les œufs, lesquels sont ingérés par des insectes notamment coprophages après un lavage des excréments par l'eau de pluie (Beck, 2007).

Les œufs contiennent chacun un embryon hexacanthé, c'est-à-dire pourvu de six crochets. (Saupe, 1988 ; Carlson, 1980 et 1990). Les embryons franchissent la paroi intestinale et rejoignent la cavité générale de l'hôte intermédiaire où ils se développent en cysticercoïde (Beck, 2007). Le hérisson s'infecte en consommant les hôtes intermédiaires. Le cysticercoïde se développe en adulte sexuellement mature. Ces derniers vivent dans l'intestin grêle et libèrent régulièrement des segments ovigères, contenant eux-mêmes de nombreux œufs, qui sont libérés dans le milieu extérieur *via* les fèces (figure 28).

Figure 28. Cycle évolutif des Cyclophyllidea - type général



D'après Bussiéras et Chermette, 1995

Méthodes de mise en évidence d'*Hymenolepis erinacei*

Hymenolepis erinacei est recherché à l'aide d'un examen coproscopique macroscopique et d'un examen coproscopique par flottation puis observation sous microscope, après la récolte de fèces sur 3 jours, en raison d'une excrétion intermittente.

À l'examen macroscopique, des segments ovigères blanchâtres de 1 mm de long et 3 mm de large sont parfois visibles. Plus rarement, ces segments sont encore regroupés en chaînes de 4 à 8 mm de longs.

Les méthodes de coproscopie par flottation permettent de détecter sous microscope des œufs contenant des larves hexacanthés munies d'un crochet.

Prévalence d'*Hymenolepis erinacei*

Hymenolepis erinacei est un parasite peu fréquent.

Lors d'une étude coproscopique (Schütze, 1980), des fèces de 437 hérissons d'Europe en Allemagne, d'octobre à décembre, *Hymenolepis erinacei* a été retrouvé chez 3 hérissons d'Europe seulement (0,7 %).

Pouvoir pathogène d'*Hymenolepis erinacei*

La présence d'*H. erinacei* est le plus souvent asymptomatique. Une détérioration de la croissance malgré une prise alimentaire conservée pouvant conduire à un amaigrissement, une apathie et une diarrhée sont parfois observés (Carlson, 1990 ; Bexton et Robinson, 2003 ; Beck, 2007).

2.3.7. Acanthocéphales : *Plagiorhynchus cylindraceus* et *Nephridiorhynchus major*

Généralités sur les Acanthocéphales

Les Acanthocéphales sont des vers cylindriques et non segmentés, ils sont dépourvus de tube digestif. L'extrémité antérieure présente une trompe rétractable garnie de crochets, qui permet au parasite de rester fixé à son hôte. Les sexes sont séparés (Bussiéras et Chermette, 1995).

Espèces d'Acanthocéphales parasites du hérisson et classification

Plagiorhynchus cylindraceus GOEZE, 1782 est un Acanthocéphale, parasite intestinal des passereaux et parfois parasite (de l'intestin ou de la cavité coelomique) des mammifères (carnivores, marsupiaux et rongeurs) dont le hérisson d'Europe (Skuballa *et al.*, 2010).

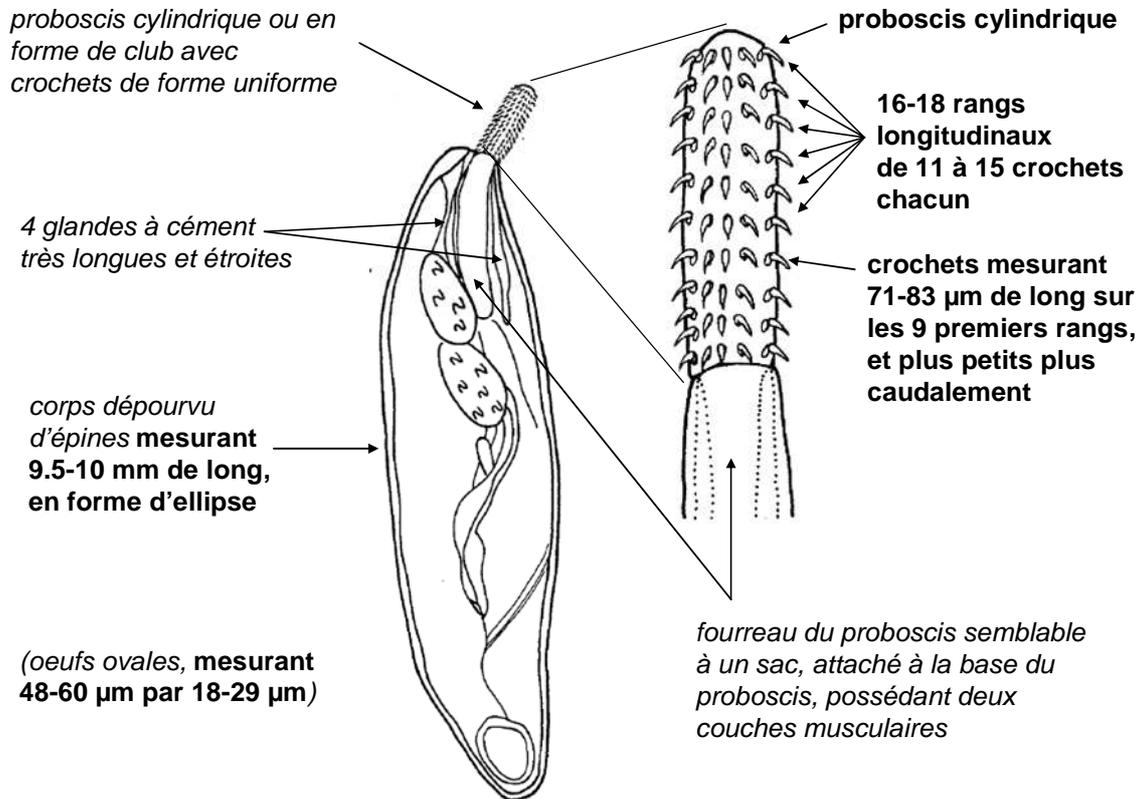
Plagiorhynchus sp a été décrit chez le hérisson par Keymer *et al.* (1991) en Angleterre.

Nephridiorhynchus major BREMSER, 1811 est un autre Acanthocéphale du hérisson. Il peut mesurer jusqu'à 15 cm de long. Le hérisson se contamine en mangeant des insectes infestés par *N. major*.

Description et critères d'identification de *Plagiorhynchus cylindraceus*

Les critères d'identification de cette espèce sont présentés dans la figure 29.

Figure 29. Critères d'identifications de *Plagiorhynchus cylindraceus*



d'après McDonald, 1988

Critères d'identification du genre *Plagiorhynchus*

Critères d'identification de l'espèce *Plagiorhynchus cylindraceus*

Il est toutefois important de préciser que les critères de classification des espèces du genre *Plagiorhynchus* sont actuellement remis en cause (Lisitsyna, 2010), que certaines espèces aujourd'hui distinctes seraient en réalité confondues.

Cycle évolutif de *Plagiorhynchus cylindraceus*

Les sexes sont séparés. Après l'accouplement, la fécondation a lieu dans la cavité générale de la femelle. Les œufs fécondés progressent vers l'utérus. La femelle Acanthocéphale pond des œufs embryonnés excrétés dans les fèces. L'embryon est ingéré par un hôte intermédiaire obligatoire où il se développe et s'enkyste. Les hôtes intermédiaires (souvent des cloportes, comme *Armadillidium vulgare* ou d'autres isopodes) sont ensuite consommés par les hôtes définitifs, ce qui libère la larve qui devient adulte et se reproduit à son tour (Bussiéras et Chermette, 1995).

Le hérisson d'Europe est un hôte paraténique pour *P. cylindraceus*. Seul des immatures ont été décrits chez *E. erinaceus* (Skuballa *et al.*, 2010).

Méthodes de mise en évidence de *Plagiorhynchus cylindraceus*

P. cylindraceus peut être mis en évidence par un examen minutieux de l'intérieur et de l'extérieur des intestins, à l'œil nu et à l'aide d'un microscope binoculaire à dissection. Il est souvent en partie dégénéré et encapsulé. L'extraction du *proboscis* de ce tissu est alors très délicate, bien que nécessaire à l'identification (Skuballa *et al.*, 2010).

Pour évaginer le *proboscis*, les Acanthocéphales peuvent être plongés dans de l'eau du robinet, froide, puis fixé dans du formol à 4%.

Les œufs peuvent être recherchés par examen microscopique d'un calque des fèces ou du contenu intestinal.

Prévalence de *Plagiorhynchus cylindraceus*

Selon Skuballa *et al.* (2010), la prévalence de *Plagiorhynchus cylindraceus* varie en fonction des pays et des régions. Dans cette étude (comprenant 183 animaux issus de Nouvelle-Zélande, et 174 animaux issus d'Europe), 47,6 % des animaux étaient infestés au Royaume-Uni. La prévalence variait de 4,2 % à 45,5 % en Allemagne, et de 0 à 3,6 % en Nouvelle-Zélande.

Plagiorhynchus cylindraceus infecte aussi les hérissons en Italie et sur la péninsule ibérique (Poglayen *et al.* 2003).

Pouvoir pathogène de *Plagiorhynchus cylindraceus*

En se fixant à la paroi intestinale, les Acanthocéphales provoquent des ulcères intestinaux, à l'origine d'une inflammation intestinale et d'infections secondaires. En s'enkystant, ils provoquent faiblesse, gonflement abdominal et diarrhée. Ces symptômes peuvent conduire à la mort de l'animal, surtout chez les jeunes (Skuballa *et al.*, 2010).

2.4. Protozoaires du hérisson d'Europe

2.4.1. *Cryptosporidium* sp.

Généralités sur les cryptosporidioses

Les cryptosporidioses sont des protozooses dues à des parasites du genre *Cryptosporidium* qui, chez les mammifères sont habituellement localisées au tube digestif. Elles provoquent des diarrhées parfois graves, en particulier chez les animaux jeunes, âgés ou immunodéprimés. Les cryptosporidioses sont le plus souvent zoonotiques (Bussiéras et Chermette, 1992).

Cryptosporidies du hérisson d'Europe et classification

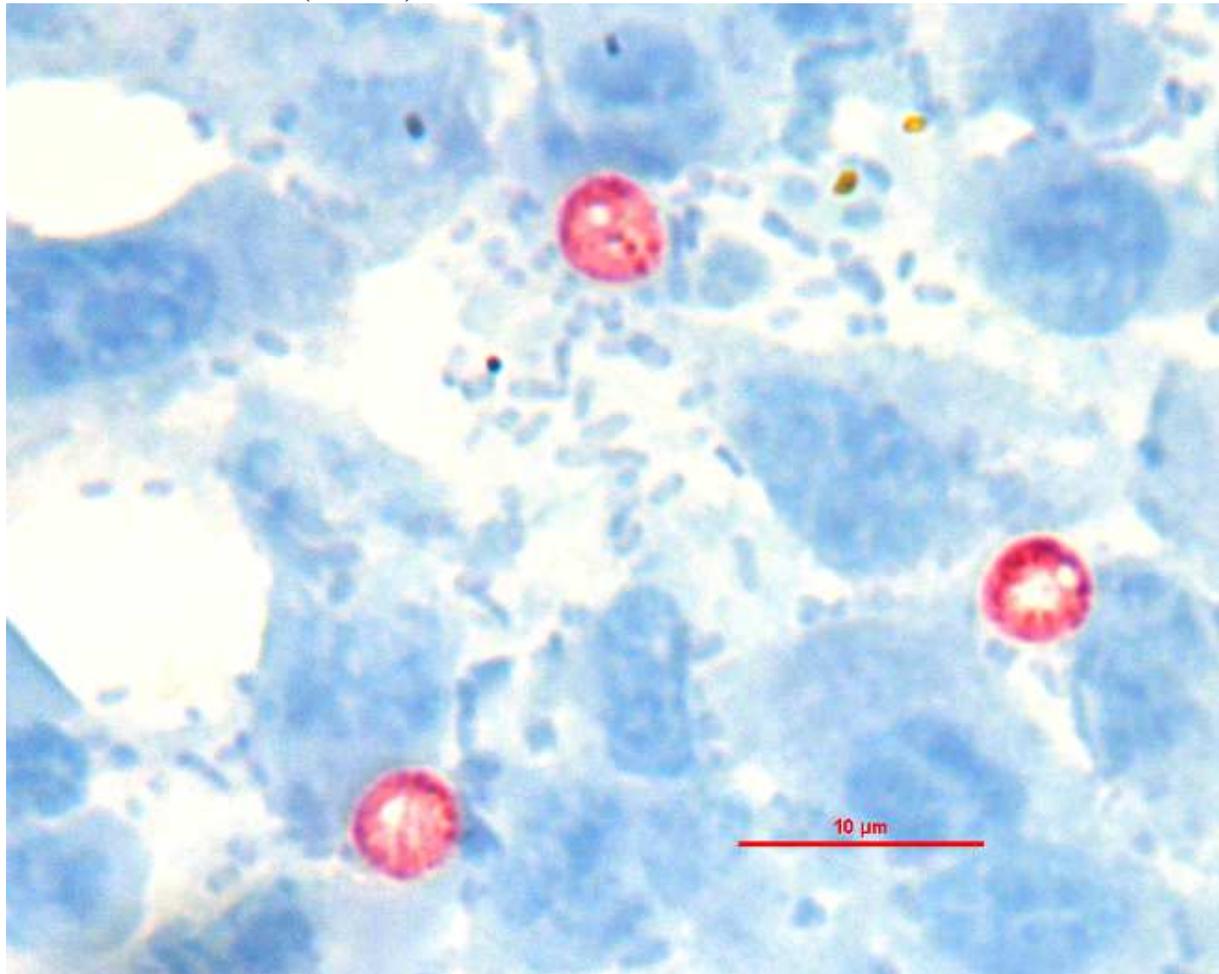
Des parasites du genre *Cryptosporidium* ont été retrouvés chez le hérisson par plusieurs auteurs (Sturdee *et al.*, 1999 ; Enemark *et al.*, 2002 ; Pantchev *et al.*, 2005 ; Ward *et al.*, 2006 ; Beck 2007 ; Dyachenko *et al.*, 2010). D'après Dyachenko *et al.* (2010), il existerait trois génotypes différents. Deux d'entre eux feraient partie de l'espèce *C. parvum* et le dernier serait rattaché à une autre espèce de *Cryptosporidium*, peut-être spécifique du hérisson.

Description et critères d'identification des Cryptosporidies d'*E. europaeus*

La distinction entre les différentes espèces de *Cryptosporidium* est effectuée à l'aide d'analyses moléculaires, comme par exemple la Polymerase Chain Reaction (réaction de polymérisation en chaîne) associée à la technique de Polymorphisme de Longueur des Fragments de Restriction (RFLP-PCR).

Les ookystes de *Cryptosporidium parvum* (figure 30) sont petits, subsphériques (en moyenne 5 x 4,5 µm), contiennent 4 sporozoïtes vermiformes et un reliquat ookystal (Bussi eras et Chermette, 1992).

Figure 30. Ookystes de *Cryptosporidium* sp. observés au microscope optique à l'objectif x100 après une coloration de Henricksen (fuchsine).



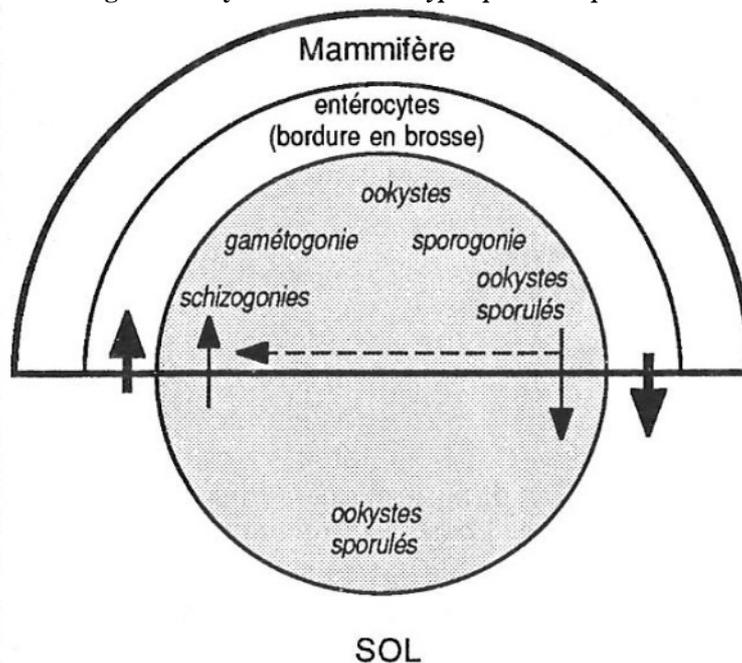
Photographie : Service de parasitologie de l'ENVA.

Cycle évolutif de *C. parvum*

La contamination primaire se fait par ingestion d'ookystes. S'ensuit le cycle suivant (figure 31) :

- dékystement : le dékystement d'un ookyste libère quatre sporozoïtes dans la lumière intestinale ;
- schizogonie : un sporozoïte se fixe dans la bordure en brosse d'un entérocyte, souvent iléal, entre les microvillosités. Il se transforme en trophozoïte et constitue une vacuole parasitophore : le parasite est intracellulaire et extra-cytoplasmique ; il est lié au cytoplasme *via* une zone d'attachement et de nutrition. Le trophozoïte se transforme en schizontes I contenant 8 mérozoïtes, puis en schizontes II à 4 mérozoïtes ;
- gamétogonies : les mérozoïtes II se transforment en microgamontes et macrogamontes. Chaque microgamonte produit 12 à 16 microgamontes non flagellés. Les macrogamontes sont fécondés par les microgamontes non flagellés, avant de devenir des ookystes, dont la paroi peut-être épaisse ou fine ;
- sporogonie : quatre sporozoïtes se forment dans l'ookyste. Les ookystes à paroi fine libèrent sur place des sporozoïtes qui peuvent recontaminer l'hôte. Les ookystes à paroi épaisse sont rejetés à l'extérieur avec les fèces (Bussiéras et Chermette, 1992).

Figure 31. Cycle évolutif de *Cryptosporidium parvum*



D'après Bussiéras et Chermette, 1992

Méthodes de mise en évidence de *C. parvum*

Pour mettre en évidence *C. parvum*, il est possible de rechercher des ookystes ou des coproantigènes dans les fèces par différentes méthodes :

- la méthode recommandée pour la détection de *C. parvum* est la méthode de Ziehl Nielsen modifiée avec une contre-coloration au vert de malachite (tableau 8).

Tableau 8. Coloration de Ziehl Nielsen modifiée (coloration de Henricksen)

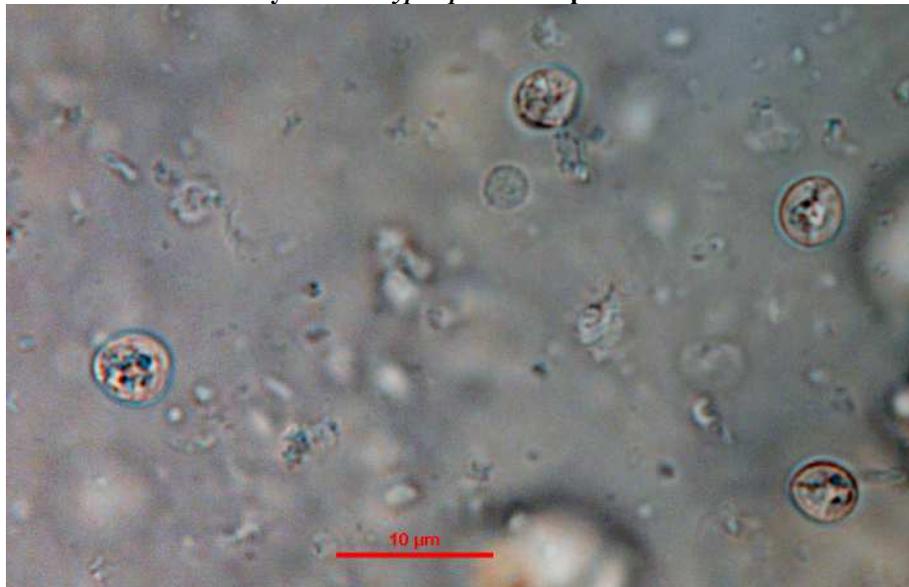
1. étaler une faible quantité de selles sur une lame et la laisser sécher.
2. fixer 5 minutes à l'alcool à 95°.
3. faire brûler l'alcool.
4. colorer pendant 5 minutes à la fuchsine de Ziehl.
5. rincer à l'eau puis à l'alcool chlorhydrique (acide chlorhydrique 3, alcool à 95° q.s.p.100).
6. répéter ce rinçage deux fois.
7. contre-colorer pendant quelques secondes avec une solution aqueuse à 5 % de vert de malachite.
8. rincer à l'eau et sécher.

Les cryptosporidies apparaissent alors colorées en rouge vif avec des grains plus sombres (sporozoïtes), sur un fond vert.

D'après Bussiéras et Chermette (1991a).

- une flottation au saccharose (figure 32) : déposer une goutte de solution de saccharose saturé sur une lame, mélanger avec une goutte de matière fécale, recouvrir d'une lamelle et observer immédiatement au microscope à l'objectif x40 ou x100 (Beugnet *et al*, 2004).

Figure 32. Observation d'ookystes de *Cryptosporidium* sp. lors d'une flottation au saccharose



- on peut éventuellement utiliser une coloration de May-Grünwald Giemsa (mais la lecture est très difficile et une confusion est possible avec des levures), une concentration (par flottation en solution de saccharose), ou mettre en évidence les coproantigènes à l'aide d'une immuno-empreinte ou d'un ELISA.

Post-mortem, les mêmes méthodes sont utilisables, en particulier avec le produit de raclage de la muqueuse iléale. Des coupes histologiques sont également possibles.

Prévalence de *Cryptosporidium* sp.

Dyachenko *et al.* (2010) ont étudié la présence de *Cryptosporidium* sp. dans un échantillon de 188 hérissons d'Europe issus d'Allemagne. Cinquante-six d'entre eux (29,8 %) étaient positifs à *Cryptosporidium* sp. Pantchev *et al.* (2005) ont trouvé deux hérissons positifs en Allemagne, sur 6 étudiés.

Sturdee *et al.* (1999) ont étudié les fèces de 4 hérissons provenant d'Angleterre. L'un d'entre eux présentait des ookystes de *Cryptosporidium parvum* à hauteur de 3000 ookystes/g de fèces.

Pouvoir pathogène de *Cryptosporidium* sp.

Les symptômes associés à une infection par *C. parvum* sont : une dépression, de l'anorexie, une perte de poids et une diarrhée intermittente durant de 2 à 14 jours, parfois grave, surtout chez les très jeunes individus ou des individus immuno-déprimés (Bussiéras et Chermette, 1992).

Les lésions retrouvées sont une adénomégalie mésentérique, une inflammation de la muqueuse de l'intestin grêle et du gros intestin, notamment la partie terminale de l'iléon.

2.4.2. Coccidies d'*E. europaeus*

Généralités sur les Coccidies

Les Coccidies (au sens large) sont des sporozoaires parasites de Vertébrés et d'Invertébrés, localisés le plus souvent aux cellules épithéliales du tube digestif. Ils présentent une reproduction asexuée, de type schizogonie et/ou endogénie, et une reproduction sexuée de type gamétogonie suivie d'une sporogonie (Bussiéras et Chermette, 1992).

Classification des Coccidies d'*E. europaeus*

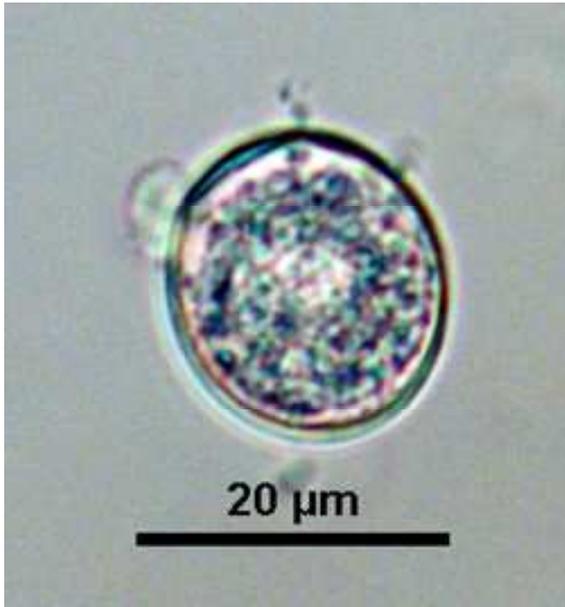
E. europaeus est parasité par plusieurs espèces de Coccidies (Saupe, 1988 ; Carlson, 1990). La plus fréquente est *Isospora rastegaievae* (Schütze, 1980 ; Beck, 2007). Les autres espèces décrites sont *Eimeria ostertagi*, *E. perardi*, *I. erinacei* et *I. schmaltzi*.

Description et critères d'identification

Les oocystes d'*Isospora* sont ronds, transparents, et mesurent 20 μm de diamètre (Carlson, 1990). Dans chaque oocyste sporulé se trouvent 2 sporocystes qui contiennent chacun 4 sporozoïtes (figure 33).

Figure 33. Oocystes sporulé et non sporulés de coccidies

Oocyste non sporulé de coccidie



Oocyste sporulé
d'*Isospora rastegaiev*



Deux sporocyste contenant chacun quatre sporozoïtes (non visibles)

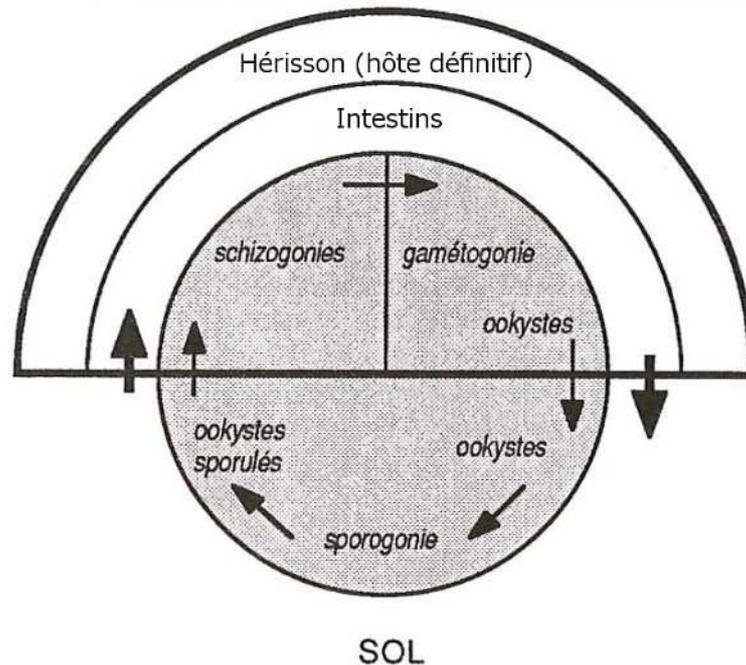
Photographies : Service de parasitologie de l'ENVA.

Cycle évolutif d'*Isospora* sp.

Isospora possède un cycle monoxène, ce qui favorise les réinfestations, particulièrement en captivité (figure 34).

Les oocystes sont émis dans l'environnement avec les fèces. Ils sporulent en 1 à 2 jours et deviennent infestants. L'ookyste est une forme de résistance dans le milieu extérieur. Le hérisson se contamine (ou se recontamine) en ingérant l'ookyste sporulé. La période prépatente dure 6 à 10 jours. Pendant cette période, les oocystes sporulés s'ouvrent, libérant les sporocystes, puis les sporozoïtes. Ces derniers colonisent les cellules des muqueuses de la paroi intestinale où ont lieu schizogonies et gamétogonie. Cela aboutit à la libération de nombreux oocystes libres dans la lumière du tube digestif. Les oocystes sont ensuite émis dans les fèces (Saupe, 1988).

Figure 34. Cycle évolutif d'*Isospora* sp.



D'après Bussiéras et Chermette, 1992.

Méthode de mise en évidence des Coccidies

L'excrétion des ookystes s'arrête après quelques jours. Il faut donc utiliser de préférence les premières fèces vertes émises pour réaliser l'examen de coproscopie. Les ookystes de coccidies peuvent être mis en évidence par une coproscopie par flottation.

Prévalence des coccidies d'*E. europaeus*

Schütze (1980) a fait une étude coproscopique des fèces de 437 hérissons d'Europe en Allemagne, d'octobre à décembre. Quarante-neuf individus (11,2 %) présentaient des ookystes de Coccidies, dont une majorité d'*Isospora rastegaievae*.

Barutzki *et al.* (1984) trouvent, une prévalence pour *I. rastegaievae* de 5,7 % (n = 13/230), 40,9 % (n = 70/171) et 14,5 % (35/242) à Munich pour les hivers 1980-1981, 1982-1983 et 1983-1984 respectivement. Cette prévalence varie donc fortement d'une année à l'autre.

Il n'existe pas d'information sur la répartition des différentes espèces de coccidies du hérisson.

Pouvoir pathogène des Coccidies du hérisson

Les coccidioses graves conduisent à des diarrhées hémorragiques, liées à l'importance des surfaces muqueuses altérées, de l'inappétence et un amaigrissement (Bexton et Robinson, 2003). Ces lésions favorisent les infections bactériennes intestinales secondaires. Les réinfestations sont fréquentes en captivité.

2.5. Thérapeutique antiparasitaire

Le tableau 9 et le tableau 10 présentent respectivement des protocoles de traitement des ectoparasitoses et des endoparasitoses du hérisson d'Europe. Les traitements présentés distinguent ceux préconisés dans la littérature et ceux mise en œuvre en pratique au CEDAF.

Tableau 9. Protocoles de traitement des ectoparasitoses du hérisson d'Europe

PO : *per os* ou par voie orale ; SC : par voie sous-cutanée

Parasites du hérisson	Traitement préconisé dans la littérature	Traitement mis en œuvre au CEDAF
Insectes :		
<i>Archaeopsylla erinacei</i>	- sélectamine 30 mg (spot-on) une fois (Boussarie, 2006 ; Fisher <i>et al.</i> , 2007) - fipronil spray (Bexton et Robinson, 2003) - ou ivermectine 0,2 à 0,4 mg/kg SC une fois (Boussarie, 2006)	- rien si les puces sont peu nombreuses - ou ivermectine 0,1 à 0,3 mg/kg SC, en une fois - ou fipronil spray (une pulvérisation) sur les adultes en bonne santé uniquement
Myiases	- brossage et retrait manuel (Boussarie, 2006)	- retrait manuel - et/ou vinaigre blanc en topique - et/ou ivermectine diluée à 0,1% en topique
Acariens :		
<i>Pholeoixodes hexagonus</i> et <i>Ixodes ricinus</i>	- retrait manuel (Boussarie, 2006)	- retrait manuel et ivermectine 0,1 à 0,3 mg/kg SC, en une fois si toutes les tiques n'ont pas pu être retirées.
<i>Caparinia tripilis</i>	- ivermectine 0,2 à 0,4 mg/kg SC une fois, rappel tous les 10 à 14 jours (Boussarie, 2006)	- ivermectine 0,1 à 0,3 mg/kg SC 1 fois /semaine pendant au moins 3 semaines
<i>Demodex erinacei</i>	- sélectamine 45 mg (spot-on) (Fisher <i>et al.</i> , 2007) - ou ivermectine 0,2 à 0,4 mg/kg une fois, rappel tous les 10 à 14 jours (Boussarie, 2006)	non observé au CEDAF
Dermatophytes :		
<i>T. mentagrophytes var. erinacei</i>	- kétoconazole 10 mg/kg/j pendant 2 à 3 semaines - et énilconazole topique (dilution au 1/50 ^{ème}), 4 traitements à 4 jours d'intervalle (Boussarie, 2006) - griséofulvine 30-50 mg/kg PO pendant 4 semaines au moins (Bexton et Robinson, 2003)	- itraconazole 5mg/kg/j PO tous les jours, une semaine sur deux (trois cycles de 15 jours) - et énilconazole (dilution au 1/50 ^{ème}). Pulvériser sur le corps 1 fois /jour, une semaine sur deux pendant 6 semaines - et énilconazole pour le nettoyage de la cage, tous les jours jusqu'à la guérison

Tableau 10. Protocoles de traitement des endoparasitoses du hérisson d'Europe

PO : *per os* ou par voie orale ; SC : par voie sous-cutanée ; IM : par voie intramusculaire

Parasites du hérisson	Traitement préconisé dans la littérature	Traitement mis en œuvre au Cedaf (observations personnelles)
Nématodes respiratoires		
<i>Eucoelus aerophilus</i>	- fenbendazole ou oxfendazole 100 mg/kg 1 fois /j pendant 7 jours (Boussarie, 2006)	- fenbendazole 30 mg/kg 1 fois /jour pendant 7 jours
<i>Crenosoma striatum</i>	- lévamisole 20 à 25 mg/kg une fois par jour pendant 3 jours, puis 1 fois/semaine pendant 2 semaines (dilué au quart dans du sérum physiologique (Boussarie, 2006)	- lévamisole 27 mg / kg 1 fois/jour SC pendant 3 jours puis 1 fois/semaine pendant 2 semaines
Nématodes digestifs :		
<i>Capillaria</i> sp.	- lévamisole 27 mg/kg SC 3 injections à 48 h d'intervalle (Bexton et Robinson, 2003)	- oxfendazole 22,6 mg/kg/j pendant 5-7 jours - ou lévamisole 27 mg / kg 1fois/jour SC pendant 3 jours puis 1 fois/semaine pendant 2 semaines - ou fenbendazole 30mg/kg 1 fois /jour pendant 7 jours
<i>Physaloptera clausa</i>	- lévamisole 20 à 25 mg/kg 1 fois/jour pendant 3 jours, puis 1 fois/semaine pendant 2 semaines (dilué au quart dans du sérum physiologique) - ou fenbendazole 100 mg/kg 1 fois/jour pendant 7 jours (Boussarie, 2006)	
Trématodes :		
<i>Brachylaemus erinacei</i>	- praziquantel 7 mg/kg, à renouveler 14 jours plus tard (Boussarie, 2006 ; Carpenter, 2012) - ou niclosamide 200 mg/kg (Boussarie, 2006)	non observé au CEDAF
Cestodes :		
<i>Hymenolepis erinacei</i>	- praziquantel 7mg/kg, à renouveler 14 jours plus tard (Boussarie, 2006 ; Carpenter <i>et al.</i> , 2012)	non observé au CEDAF
Acanthocéphales :		
<i>Plagiorhynchus cylindraceus</i> et <i>Nephridorhynchus major</i>	- praziquantel 7mg/kg, à renouveler 14 jours plus tard (Boussarie, 2006 ; Carpenter <i>et al.</i> , 2012) ou lévamisole 27 mg / kg 1 fois/ jour SC pendant 3 jours puis 1 fois/semaine pendant 2 semaines	non observé au CEDAF
Protozoaires du hérisson d'Europe		
<i>Cryptosporidium</i> sp.	- traitement symptomatique des diarrhées	
<i>Isospora</i> sp.	- sulfadimidine 100-200 mg/kg SC 1 fois/ jour pendant 3 j (Boussarie, 2006 ; Carpenter <i>et al.</i> , 2012) - sulfadoxine/triméthoprime 50 mg/kg SC/IM (Bexton et Robinson, 2003)	- toltrazuril 20 mg/kg, en une fois
<i>Eimeria</i> sp.		

Les animaux en soins sont pesés quotidiennement, et les doses administrées sont donc ajustées individuellement. L'ajout de décongestionnants (goménol, 8,5g/animal/jour, en nébulisation pendant 30 minutes) et de mucolytiques (acétylcystéine, 0,1 g/animal/jour, en nébulisation pendant 30 minutes) pour traiter les infestations pulmonaires sévères à *Eucoleus aerophilus* et *Crenosoma striatum* tout comme le traitement des surinfections bactériennes avec un antibiotique adapté jouent un rôle clef dans la guérison.

Les spécialités utilisées au CEDAF figurent sur l'annexe 1.

DEUXIÈME PARTIE : L'ACCUEIL DES HÉRISONS AU CEDAF

1. Présentation du CEDAF

Le CEDAF, CEntre d'accueil de la faune sauvage D'AlFort est un centre de soin adhérent à l'Union Française des Centres de Sauvegarde (UFCS) qui accueille tous les animaux de la faune sauvage européenne sans distinction en conformité avec la réglementation qui régit son fonctionnement (arrêté du 11 septembre 1992 paru au J.O. n° 219 du 20 septembre 1992).

La principale caractéristique de ce centre est liée à son importante activité de formation à la prise en charge des animaux sauvages en détresse qui s'adresse avant tout aux étudiants de l'ENVA mais également à des stagiaires extérieurs qu'ils soient vétérinaires (français et étrangers) ou non (cursus universitaire, brevet de technicien agricole...).

Le CEDAF a été créé en 1987 au sein de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, sous l'impulsion d'élèves intéressés par la faune sauvage européenne et d'un enseignant de zootechnie, le professeur Jean-François Courreau, fondateur et capacitaire du centre. Depuis ce jour, le nombre d'animaux admis au CEDAF augmente progressivement (de 20 en 1987 à près de 2000 en 2012 dont 85 % d'oiseaux).

En 1993, le CEDAF devient un service clinique de l'ENVA, dédié à la faune sauvage. Le centre s'étend d'année en année, grâce à l'acquisition de nouveaux locaux (gracieusement mis à disposition par l'école), de matériel et de volières extérieures.

En 1998, le centre ouvre officiellement ses portes suite à un arrêté préfectoral. C'est alors que débutent des enseignements optionnels pour les élèves, qui deviendront plus tard des Unités d'Enseignement Libres.

Aujourd'hui le CEDAF regroupe une équipe de deux vétérinaires enseignants chercheurs (bénévoles), un vétérinaire assistant hospitalier (employé à mi-temps), une secrétaire (à quart-temps) et une dizaine de bénévoles extérieurs. Il forme chaque année environ 100 étudiants vétérinaires de l'ENVA également bénévoles et 30 stagiaires aux soins à la faune sauvage. Le centre bénéficie de l'important plateau technique de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort. La collaboration avec les différentes unités pédagogiques de l'école permet de bénéficier des connaissances et du savoir faire de nombreux spécialistes, dans l'intérêt des animaux.

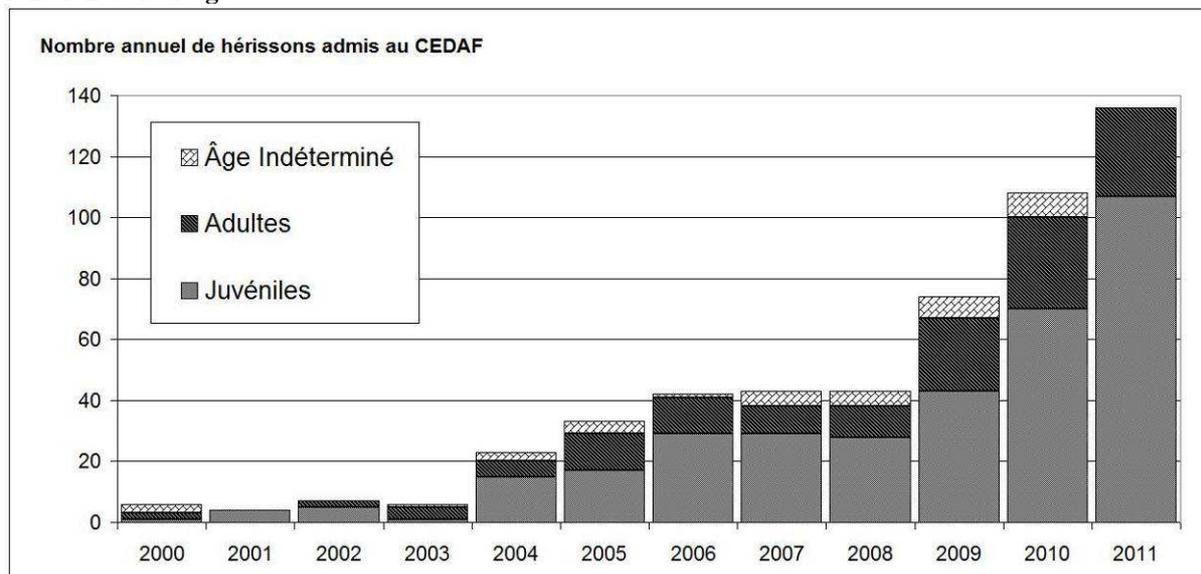
2. Statistique des hérissons admis au CEDAF

La période étudiée porte sur la période 2000 à 2011. Elle commence en 2000, lorsque la numérisation d'une partie des données cliniques a débuté. Exploiter les données antérieures nous aurait contraint à numériser tous les dossiers archivés sous forme papier des animaux de chaque espèce, ce qui n'est pas le but de ce travail.

2.1. Nombre de hérissons d'Europe admis au CEDAF

Année après année, le CEDAF recueille un nombre croissant de hérissons d'Europe. Entre 2000 et 2011, leur nombre est passé de 6 à 136 (figure 35). Entre 2009 et 2011, la catégorie des juvéniles pris en charge s'est accrue fortement (de 43 à 107), alors que le nombre de hérissons adultes admis restait stable (entre 24 et 30).

Figure 35. Évolution du nombre annuel de hérissons d'Europe admis au CEDAF entre 2000 et 2011, en fonction de leur âge



Parallèlement, le nombre de journées d'hospitalisation de hérissons augmente presque chaque année (figure 36). Il évolue ainsi de 46 « journées-hérissons » en 2000 à 7540 en 2011 soit une multiplication par un facteur 140 ! La charge de travail augmente donc considérablement, concomitamment avec l'effectif annuel et le temps de séjour moyens (tableau 11).

Figure 36. Nombre annuel de journées d'hospitalisations de hérissons de 2000 à 2011

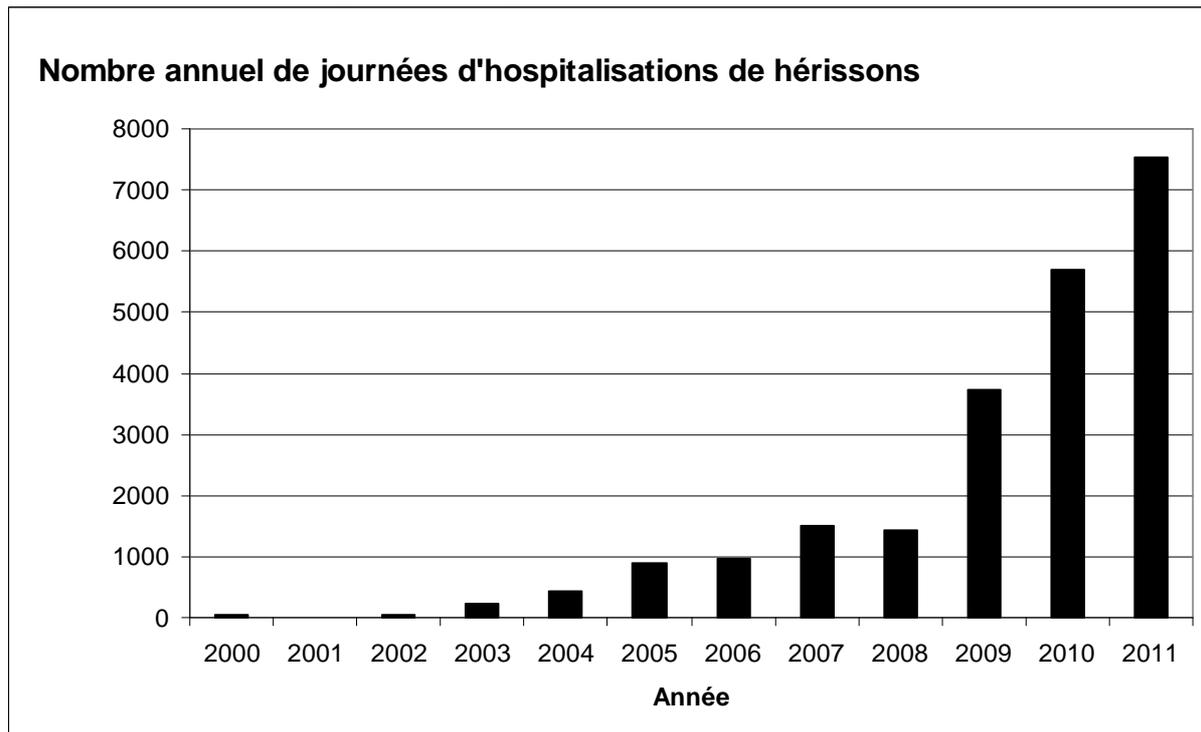
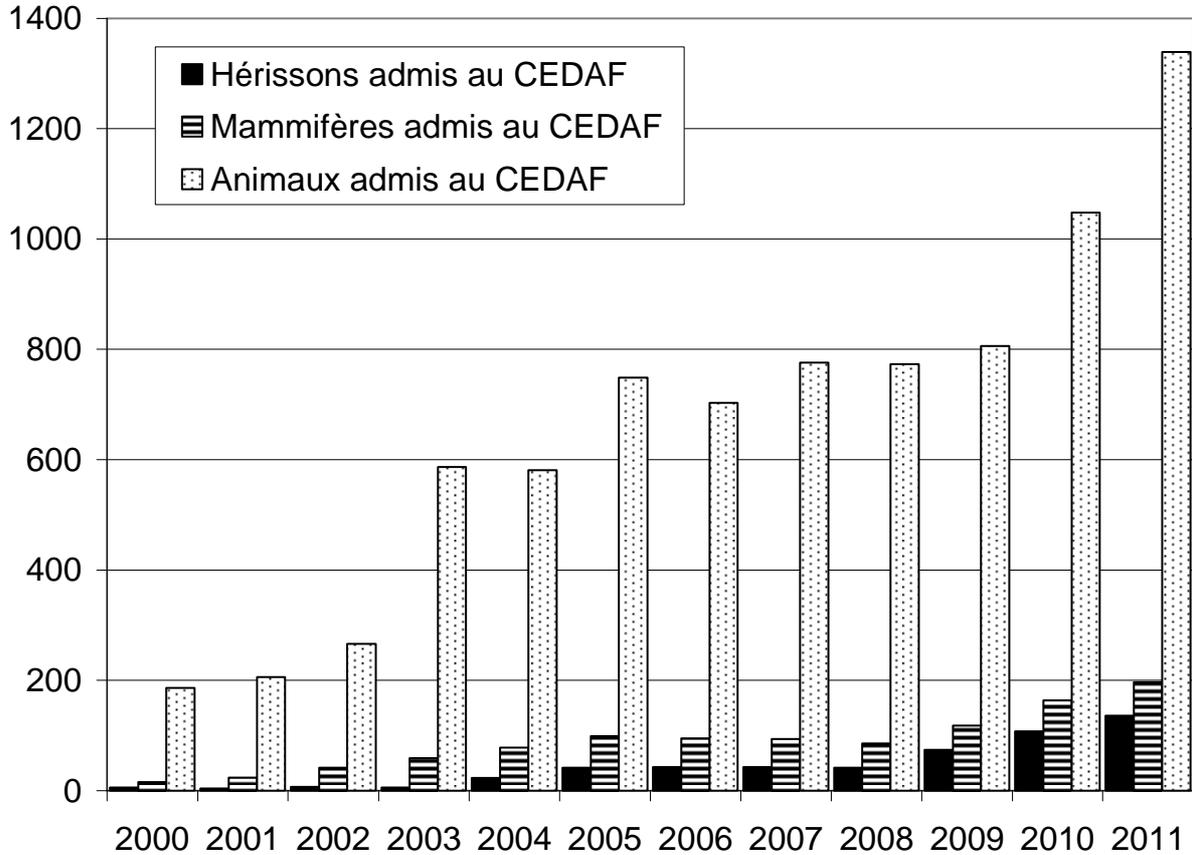


Tableau 11. Nombre moyen annuel de journées d'hospitalisations par hérisson

Année	Moyenne annuelle de jours d'hospitalisation par hérisson
2000	8
2001	2
2002	6
2003	37
2004	19
2005	27
2006	23
2007	35
2008	33
2009	50
2010	53
2011	55

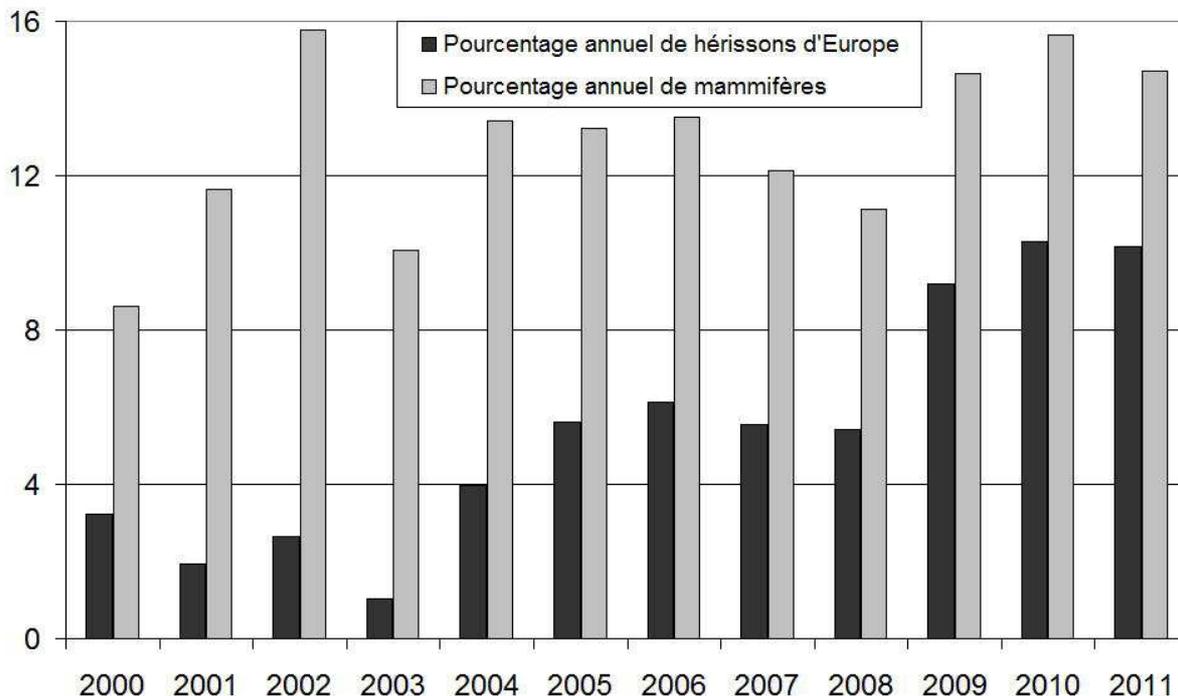
Pendant la même période, le nombre annuel d'animaux recueillis au CEDAF, toutes espèces confondues, est passé de 186 à 1339 (+ 720 %) et celui des mammifères recueillis au CEDAF a progressé plus encore (+ 1230 %) passant de 16 à 197. Sur période d'étude considérée, on assiste donc à un accroissement considérable du nombre d'animaux admis, que ce soit pour les hérissons, les mammifères, ou toutes espèces confondues (figure 37).

Figure 37. Effectifs annuels de hérissons, de mammifères et d'animaux accueillis au CEDAF entre 2000 et 2011



La figure 38 montre que le pourcentage de mammifères parmi tous les animaux admis fluctue entre 8 et 16 % mais tend à se stabiliser au niveau de la valeur supérieure à partir de 2009. Le pourcentage de hérissons croît régulièrement sur la période d'étude pour atteindre les 10 % des admissions sur les 3 dernières années. En conséquence cette espèce représente actuellement la très grande majorité des mammifères reçus au CEDAF.

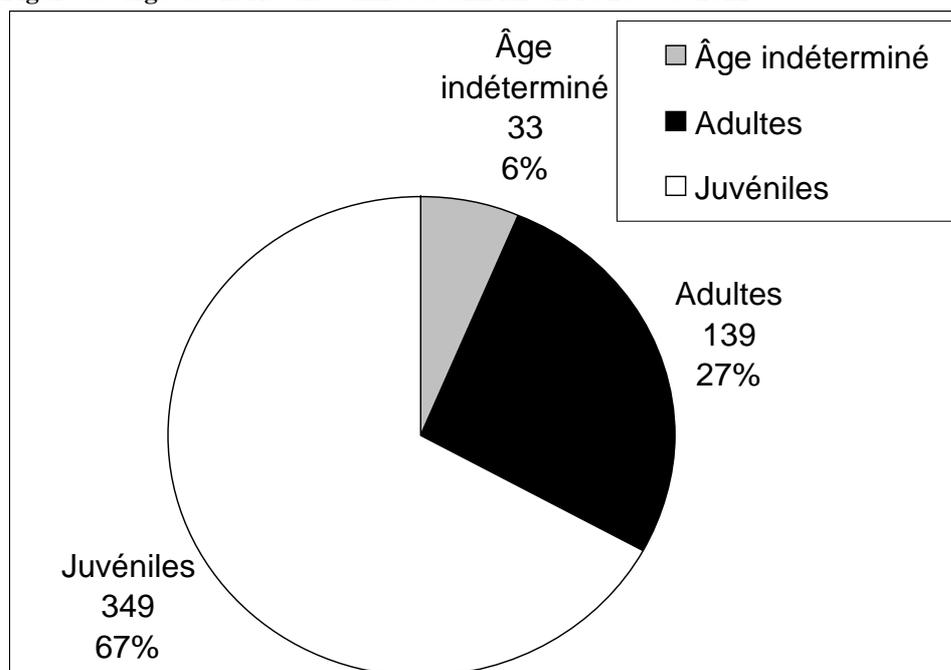
Figure 38. Pourcentages annuels de hérissons et de mammifères parmi les animaux admis au CEDAF entre 2000 et 2011



2.2. Stratification des entrées selon l'âge

Les hérissons admis au CEDAF comportent une majorité de juvéniles (figure 39). Sur 521 hérissons recueillis entre 2000 et 2011, 349 étaient juvéniles (67 %), 139 adultes (27 %), et d'âge non spécifié pour 33 animaux (6 %).

Figure 39. Âge des hérissons admis au CEDAF entre 2000 et 2011



Le nombre mensuel d'entrées de hérissons est très variable d'un mois à l'autre (figure 40) : on observe distinctement deux pics d'arrivées : un premier particulièrement important de mai à juillet et un second de septembre à novembre. Le CEDAF n'étant officiellement ouvert au mois d'août que depuis 2011, les données concernant ce mois doivent être considérées avec circonspection. Il existe aussi des variations d'une année sur l'autre pour un même mois (figure 41).

Figure 40. Effectif cumulé de hérissons pris en charge au CEDAF entre 2000 et 2011, en fonction du mois d'admission

Janv. : Janvier ; Févr. : Février ; Juil. : Juillet ; Sept. : Septembre ;
 Oct. : Octobre ; Nov. : Novembre ; Déc. : Décembre.

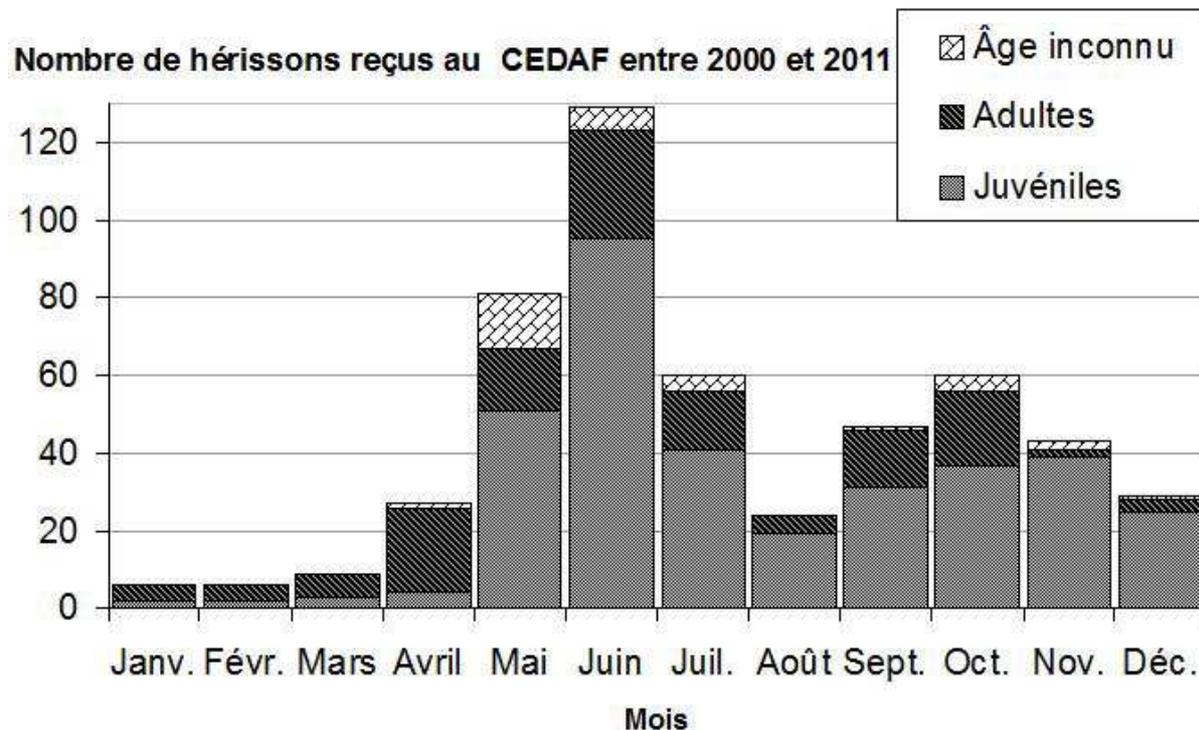
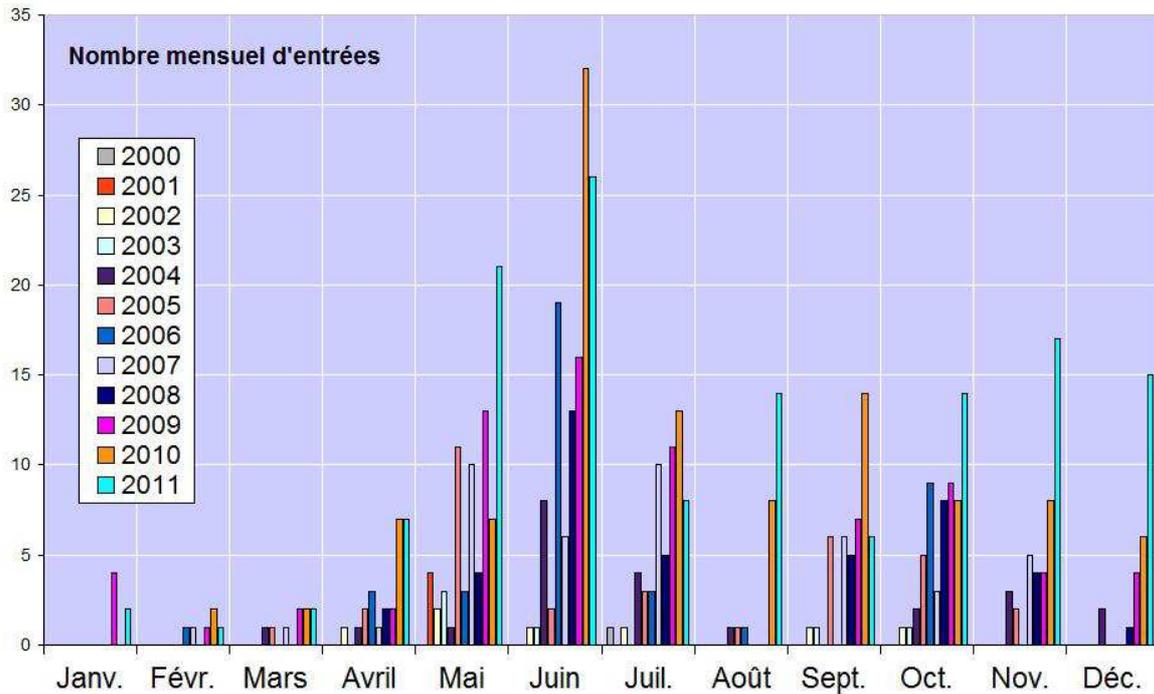
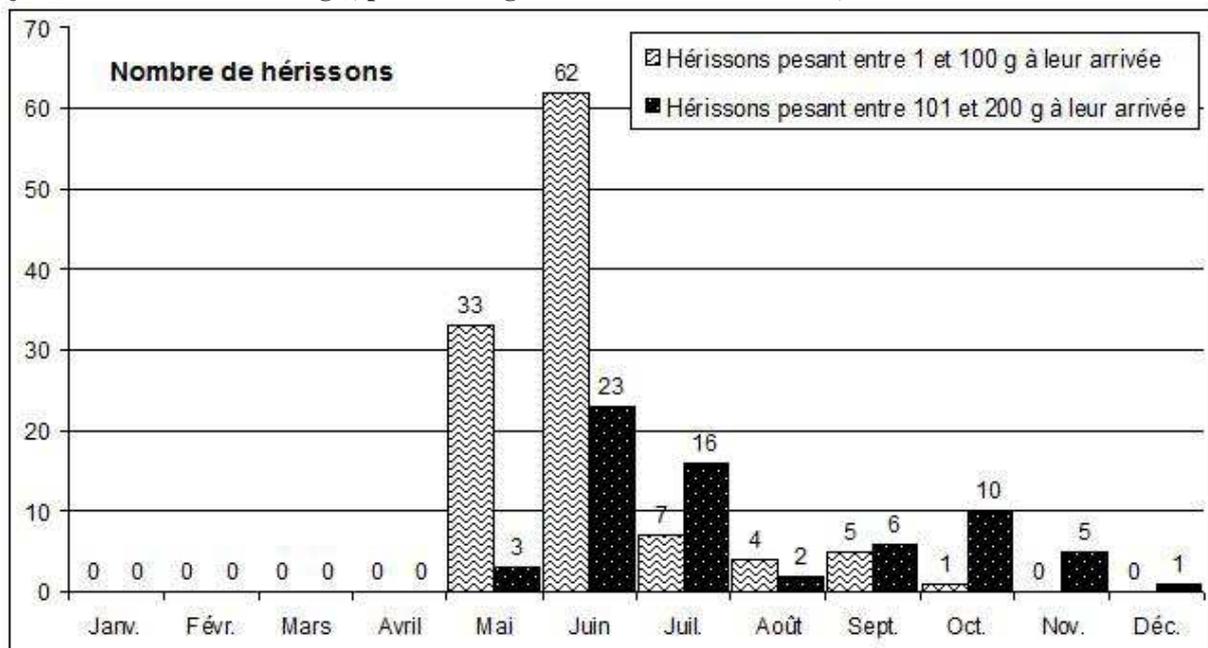


Figure 41. Nombre mensuel de hérissons pris en charge au CEDAF, de 2000 à 2011



Si l'on s'intéresse aux animaux pesant moins de 100 g (juvéniles non sevrés) ou entre 101 et 200 g (juvéniles en début de sevrage) (figure 42), on constate deux périodes d'affluence : les hérissons issus des premières portées arrivent de mai à juillet, et ceux issus des portées tardives arrivent de septembre à novembre. Par ailleurs le nombre total d'animaux est plus important lors de la première période d'affluence.

Figure 42. Nombre de jeunes hérissons pesant de 1 à 100 g (juvéniles non sevrés) et de 101 à 200 g (juvéniles en début de sevrage), pris en charge au CEDAF de 2000 à 2011, selon le mois d'arrivée



Conséquences de la répartition des naissances pour les centres de soins pour les animaux de la faune sauvage

Les périodes de reproduction déterminent dans une large mesure les périodes d'affluence des jeunes hérissons dans les centres de soins. Les jeunes sont totalement dépendants de leur mère pendant les premières semaines de leur vie : ils sont aveugles et ne boivent que du lait maternel. Les jeunes hérissons non sevrés, dénichés où dont la mère est morte, sont confiés aux centres de soins principalement entre mai et août.

À partir de septembre, ce sont plutôt les jeunes n'ayant pas les réserves nécessaires à l'hibernation qui sont fréquemment confiés aux centres de soins : leur comportement est inhabituel pour un animal nocturne, ils cherchent désespérément de la nourriture en pleine journée, ce qui constitue un signe d'alerte pour cette espèce.

Pendant les périodes de reproduction, les femelles adultes reçues au centre peuvent être gestantes. L'innocuité des médicaments pour les mères gestantes ou allaitantes doit être vérifiée avant administration. En cas de mise bas, il faut alors faire un compromis entre les soins à prodiguer à la mère, et la tranquillité nécessaire à la bonne prise en charge de la portée par la mère.

2.3. Motifs d'entrée des hérissons d'Europe admis au CEDAF

Le dépôt d'un animal au CEDAF est possible 24 h sur 24 et 365 jours par an. Les locaux du CEDAF sont situés dans l'ENVA, mais leur accès est interdit au public, conformément à la législation concernant les centres de soins de la faune sauvage. Le découvreur qui souhaite déposer un animal le peut donc à tout moment mais dans un local d'accueil du CEDAF qui dispose de cages de transport pour chien et chat dans lesquelles le hérisson peut être déposé en toute sécurité. Il y trouvera également un dossier clinique vierge, qu'il est invité à remplir où il note ses coordonnées et les informations dont il dispose, sur cet animal (lieu et circonstances de la découverte, soins éventuellement prodigués par lui-même ou par un tiers). Les équipes du CEDAF passent très régulièrement pour récupérer les animaux déposés. Actuellement, le CEDAF n'a pas les moyens de placer une personne en permanence au local d'accueil, si bien que les découvreurs ne prennent pas toujours la peine de remplir le dossier clinique. Les informations qui y figurent ou qui devraient y figurer peuvent être cruciales pour la prise en charge de l'animal.

A partir des informations rapportées par le découvreur sur le dossier clinique, souvent incomplètes, imprécises voire absentes, et complétées le cas échéant par des observations réalisées lors de l'examen clinique d'admission, ou du suivi de l'animal, un motif d'entrée est attribué à chaque animal. Dans certaines situations, les découvreurs ont identifié la raison pour laquelle ils déposent l'animal : attaque par un prédateur, accident de la route, piégeage,... Très souvent, ils ignorent la cause première de la détresse de l'animal, ce qui nous conduit en l'absence d'autres données à le classer dans la catégorie « indéterminé ». La catégorie « ramassage jeune » rassemble tous les jeunes de l'année non blessés, et non malades qui sont confiés au CEDAF. Par exemple cela peut être à la suite de l'absence apparente ou réelle de la mère, ou pour éviter que l'animal domestique de la maison ne les attaque.

La répartition des motifs d'entrée de 2000 à 2011 inclus (figure 43) met en évidence une prédominance logique de deux motifs d'entrée compte tenu des données exposées plus haut : « ramassage jeune » et « indéterminé ». Les proportions varient peu en stratifiant par année (figure 44), sauf entre 2000 et 2003 où le nombre de hérissons pris en charge est très faible (inférieur à 10).

Figure 43. Motifs d'entrée des hérissons d'Europe admis au CEDAF de 2000 à 2011 inclus

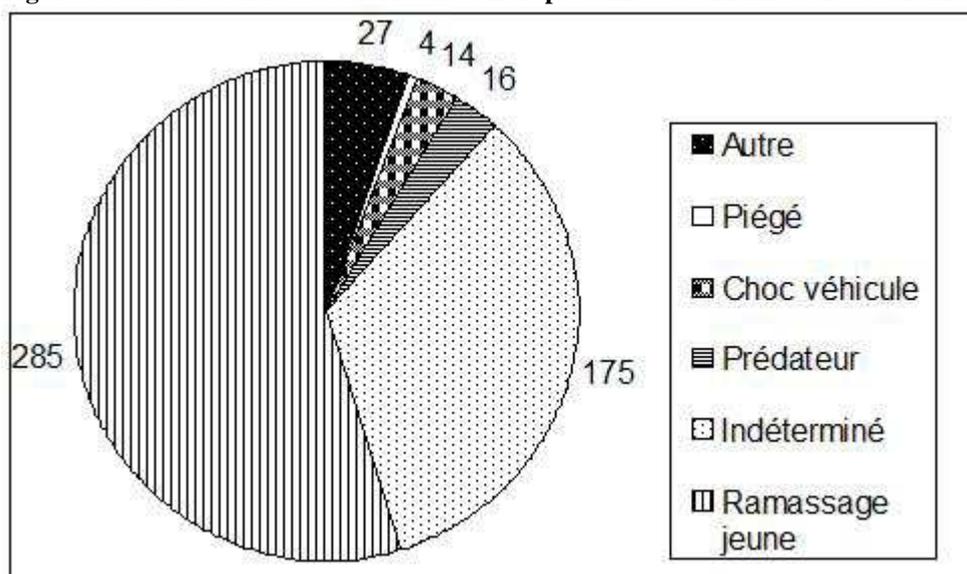
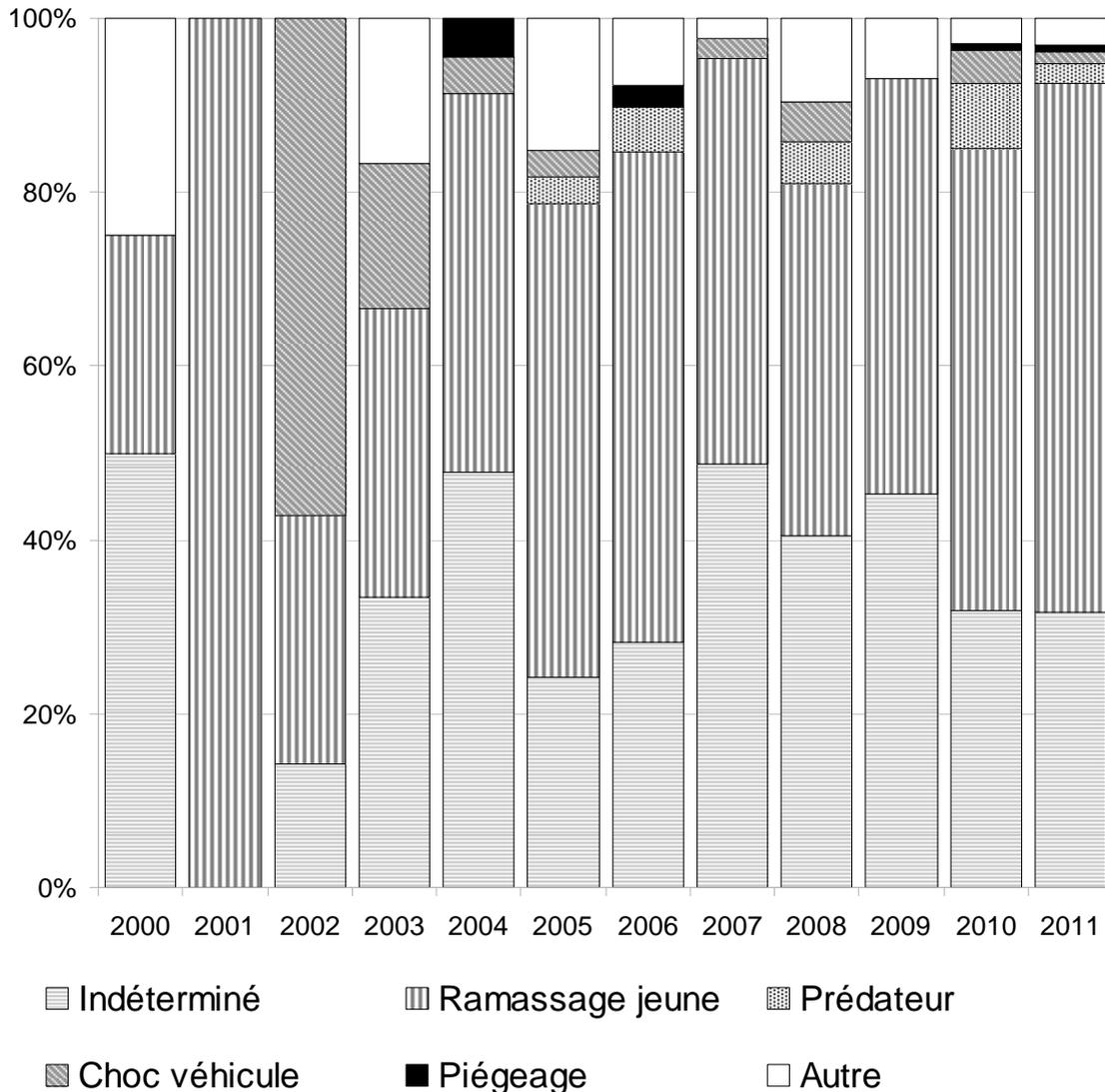


Figure 44. Variations annuelles des motifs d'entrée des hérissons admis au CEDAF, de 2000 à 2011



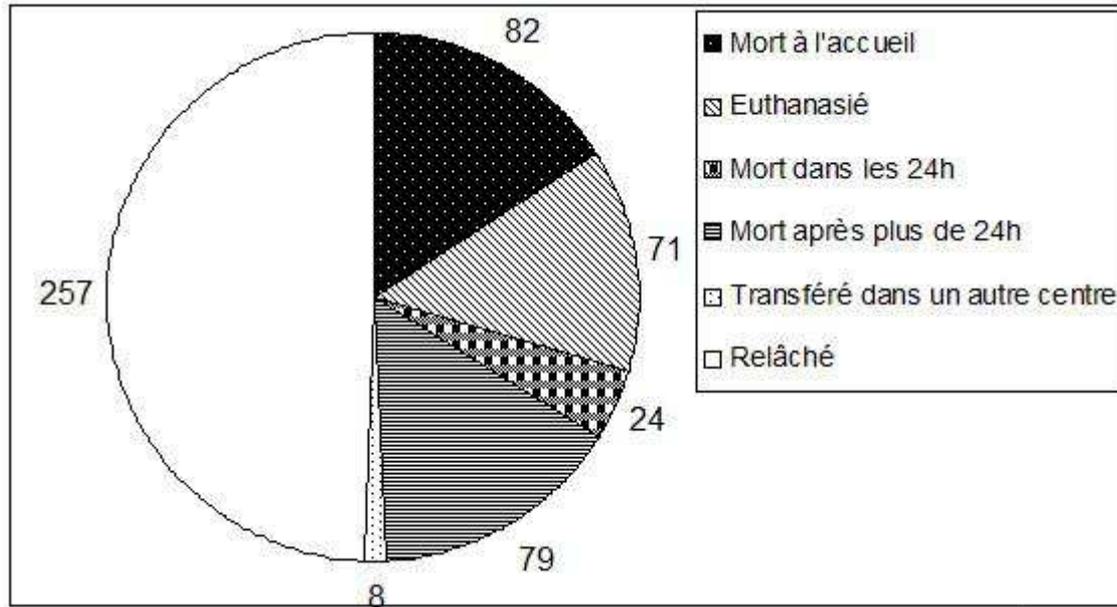
2.4. Motifs de sortie des hérissons d'Europe admis au CEDAF

L'étude des motifs de sortie de 521 hérissons admis au CEDAF entre 2000 et 2011 révèle que la moitié d'entre eux trouvent une issue favorable (figure 45) :

- 265 hérissons (51 %) ont pu être soit relâchés, soit transférés dans un autre centre en vue d'un relâcher.

- 256 hérissons (49 %) sont morts ou ont été euthanasiés. Parmi eux 106 hérissons (20 %) ont soit été apportés morts au CEDAF ou ont succombé dans les premières 24 heures ; 79 hérissons (15%) sont morts au CEDAF après au moins 24 heures d'hospitalisation ; 71 hérissons (14%) ont dû être euthanasiés, faute de solution thérapeutique permettant d'envisager leur réhabilitation conformément à la réglementation.

Figure 45. Motifs de sortie des hérissons d'Europe admis au CEDAF de 2000 à 2011 inclus



En stratifiant ces données en fonction du statut juvénile ou adulte de l'animal. Les pourcentages des différentes catégories sont très peu modifiés (tableau 12).

Tableau 12. Motifs de sortie des hérissons admis au CEDAF entre 2000 et 2011, stratifiés en fonction de leur âge

Motifs de sortie	Jeunes		Adultes		Indéterminé		Total	
Mort à l'accueil	53	(15,2 %)	21	(15,2 %)	8	(23,5 %)	82	(15,7 %)
Euthanasié	46	(13,1 %)	19	(13,7 %)	6	(17,6 %)	71	(13,6 %)
Mort dans les 24h	17	(4,8 %)	5	(3,6 %)	2	(5,9 %)	24	(4,6 %)
Mort après plus de 24h	51	(14,6 %)	20	(14,5 %)	8	(23,5 %)	79	(15,2 %)
Transféré dans un autre centre	6	(1,7 %)	0	(0 %)	2	(5,9 %)	8	(1,5 %)
Relâché	176	(50,4 %)	73	(52,9 %)	8	(23,5 %)	257	(49,3 %)
Total	349		138		34		521	

3. Réception des hérissons au CEDAF

Les animaux en détresse prélevés dans la nature sont apportés au CEDAF par les découvreurs. Ils peuvent être déposés dans un local d'accueil qui dispose de boîtes de transport pour carnivores domestiques dans lesquelles les hérissons peuvent être placés en toute sécurité. Ce local, réservé au CEDAF, accessible 24 h/24 est situé à distance des salles de soins et du secteur de réhabilitation, qui sont de fait inaccessibles au public. Les équipes de garde du CEDAF se rendent très régulièrement au local d'accueil pour prendre en charge les animaux qui y ont été déposés. Ils subissent alors un examen clinique d'entrée dans notre infirmerie.

4. Examen clinique

Les particularités anatomiques des hérissons (corps recouvert de piquants, mise en boule) impliquent souvent une prise en charge spécifique. Il peut être très utile de laisser l'animal se déplacer pour repérer d'éventuels problèmes locomoteurs, neurologiques ou autres. Si l'individu se remet en boule, des techniques de manipulation douce peuvent permettre de le dérouler. Toutefois, la réalisation d'un examen clinique complet nécessite fréquemment de recourir à une anesthésie générale si l'animal peut être considéré comme à jeun. Un circuit de

bain avec un ballon de 0,5 L est utilisé. Le tube coaxial est placé directement sur le nez de l'animal pour l'induction, et un masque anesthésique pour nouveaux animaux de compagnie ou pour petits chats est utilisé pour le maintien. L'animal est induit avec 5 % d'isoflurane et maintenu avec 0,5 à 1 % d'isoflurane.

L'examen clinique complet comporte un examen à distance suivi d'un examen rapproché. L'examen à distance permet de se faire une idée générale de l'état de l'animal, et de formuler les premières hypothèses diagnostiques. L'examen rapproché permet de vérifier ses hypothèses et l'absence d'anomalie, par un examen systématique et minutieux de toutes les parties de l'animal, du nez à la queue.

Les anomalies de l'examen clinique sont reportées sur le dossier clinique du hérisson. La présence de parasite doit donc y figurer.

5. Triage des animaux

La captivité des animaux sauvages provoque un stress et une souffrance chroniques, pouvant conduire à la mort de l'animal. Le hérisson d'Europe n'est pas un animal domestique. Son maintien en captivité pendant les soins et la réhabilitation, s'il est nécessaire, devrait être le plus bref possible, sans toutefois compromettre les chances de succès de la réhabilitation.

L'arrêté du 11 septembre 1992 relatif aux règles générales de fonctionnement et aux caractéristiques des installations des établissements qui pratiquent des soins sur les animaux de la faune sauvage précise qui a le droit d'héberger, soigner et entretenir les animaux de la faune sauvage et sous quelles conditions : « *Les établissements conformes aux dispositions du présent arrêté sont seuls habilités à héberger, soigner et entretenir les animaux de la faune sauvage momentanément incapables de pourvoir à leur survie dans le milieu naturel. Ils sont soumis à l'autorisation prévue à l'article L. 213-3 du code rural en tant qu'établissements de transit ou d'élevage qui pratiquent des soins sur les animaux de la faune sauvage.* »

D'après l'article 2 de cet arrêté, « *Tout animal de la faune sauvage recueilli dans un établissement visé à l'article 1er doit y être traité en vue de son insertion ou de sa réinsertion dans le milieu naturel* ». Les centres de soins ne sont donc pas autorisés à héberger, soigner et entretenir des animaux sauvages n'ayant aucune chance d'être un jour inséré ou réinséré dans le milieu naturel. Le but du centre de soin est de relâcher des animaux aptes à survivre dans la nature. Les animaux relâchés devront au minimum remplir les conditions définies dans l'encadré suivant (Combet 2009) :

<p>« - avoir récupéré une condition physique optimale et être capable de se déplacer parfaitement dans un environnement complexe, - être capable de se sustenter seul en exploitant les ressources du milieu, - reconnaître et éviter ses prédateurs mais aussi l'homme, - interagir « normalement » avec les individus de son espèce, - ne pas être vecteur de maladies acquises lors de sa captivité et susceptibles d'être transmises à la population sauvage. »</p>

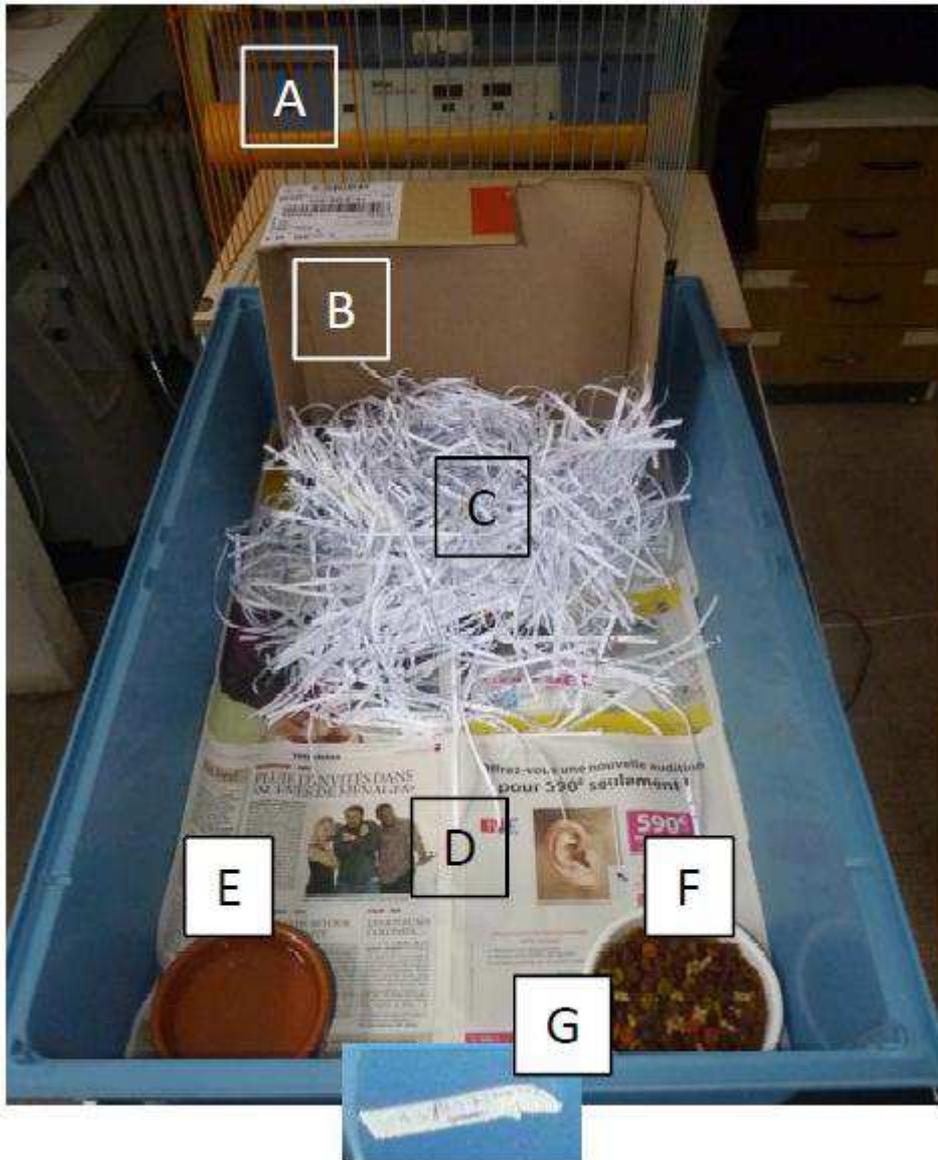
Les hérissons n'ayant aucune chance de remplir un jour ces conditions, ne pourront pas être relâchés dans la nature avec une bonne probabilité de survie. L'arrêté du 11 septembre 1992 n'autorise pas à héberger, soigner ou entretenir ces animaux. Leur euthanasie est donc obligatoire. Elle peut être décidée à l'admission ou après une période de soins.

6. Hébergement

Les individus en cours de soins au CEDAF sont hébergés dans le secteur mammifères du CEDAF qui de fait accueille essentiellement des hérissons, logés dans des cages individuelles, de type cage à rongeur, pendant cette première phase. Les hérissons d'une même portée et en bonne santé peuvent être hébergés dans une même cage, sauf s'ils montrent des signes d'agressivité. Le fond des cages est recouvert de papier journal. Un abri en carton ou en plastique permet aux animaux de se dissimuler à l'écart de l'homme (figure 46). Cages et gamelles sont nettoyées quotidiennement et le papier changé. Les instructions pour l'entretien quotidien des hérissons figurent dans l'annexe 2.

Une fois la période de soins achevée, une phase de réhabilitation et de défamiliarisation commence. Afin de limiter au maximum les contacts avec l'homme, les hérissons sont placés dans des cages extérieures et les contacts sont limités au maximum. Ces cages sont plus grandes, individuelles ou collectives. Deux modèles de cages sont utilisés. Le premier est constitué de clapiers en fibrociment individuels ou jumelés (ouverture permettant l'accès à 2 ou 3 clapiers contigus) dont la porte soit ajourée soit opaque. Le sol est recouvert de copeaux de pin dépoussiérés. Les hérissons accueillis au CEDAF en fin d'automne ou en hiver avec des réserves de graisse insuffisantes pour hiberner en sécurité sont placés dans ces clapiers, situés dans un secteur isolé protégé sous un appentis où ils peuvent entrer en hibernation. L'autre modèle de cage est une cage grillagée cubique (2 x 2 x 2 m) dont le sol est constitué de dalles de béton gravillonné. Dans chaque cage, un abri en plastique, rempli de paille et de copeaux de pin dépoussiérés, est mis à la disposition de chaque animal. Il peut s'y construire un nid et s'y mettre à l'abri.

Figure 46. Cage utilisée au CEDAF pour l'installation d'un hérisson, munie de ses équipements indispensables



- A- Couverture de la cage avant fermeture
- B- Boîte à nid à rabattre
- C- Litière de journal découpée en lanières (nid)
- D- Fond de cage : 2 feuilles de papier journal suffisent
- E- Emplacement de l'abreuvoir
- F- Emplacement de la gamelle d'aliment
- G- Numéro de l'animal

7. Alimentation

Les hérissons adultes soignés au CEDAF sont nourris avec des aliments industriels pour chats adultes sains, sous forme de pâtée ou de croquettes.

Les jeunes hérissons sevrés reçoivent des aliments industriels pour chatons sains, sous forme de croquettes.

Une écuelle d'eau potable est mise à disposition en permanence.

Les jeunes non sevrés sont nourris avec du lait maternisé pour carnivores, avant une transition alimentaire progressive vers l'alimentation donnée aux jeunes hérissons sevrés.

Les aliments peuvent être mis à disposition (animal se nourrissant spontanément), administrés par gavage ou à l'aide d'un biberon.

Les hérissons aux réserves lipidiques insuffisantes (poids inférieur à 500 g) pour passer l'hiver sont gardés pour hiberner au centre. La mise à disposition très régulière d'aliment et d'eau sécurise cette phase critique en leur permettant de pouvoir se nourrir et s'abreuver lors de leurs réveils périodiques qui s'avèrent plus fréquents que pour un hérisson en état corporel satisfaisant à la fin de l'automne.

Une diversification de l'alimentation (mollusques, larves d'insectes...) peut être utile pour préparer la remise en nature.

Des informations complémentaires sur l'alimentation des hérissons sont disponibles dans la thèse pour le doctorat vétérinaire de Cécile Le Barzic (2013)

8. Soins

Chaque animal reçoit des soins individualisés. Lorsqu'un animal doit être anesthésié pour des soins non douloureux (traitement de plaies de membre ou sur l'abdomen), une anesthésie volatile à l'isoflurane est pratiquée sur un animal à jeun. L'administration de médicaments *per os* est couramment pratiquée car très utile pour les traitements sur le long terme pour peu que l'on maîtrise la technique qui consiste à placer l'embout de seringue entre les babines de l'animal qui peut s'avérer récalcitrant.

L'administration d'un produit par la voie sous-cutanée est plus simple. Plusieurs piquants sont soulevés à l'aide d'une pince, ce qui décolle la peau des muscles sous-cutanés. L'injection se déroule ensuite comme chez les carnivores domestiques, avec un angle de 45° environ entre l'aiguille et la surface de la peau.

Les injections intra-musculaires se font dans la partie la plus latérale du muscle orbiculaire ; l'aiguille est enfoncée perpendiculairement au muscle.

Les aiguilles de 16 mm et de 25 G sont généralement les plus adaptées aux injections sous-cutanées et intramusculaires.

Les voies intraveineuse et intra osseuse sont rarement utilisées. Elles nécessitent une anesthésie, et la mise en boule de l'animal est incompatible avec la pose de cathéter. Toutefois la veine cave crâniale est utilisée lors des euthanasies par injection. La taille de l'aiguille est alors à adapter à la taille du hérisson. Le hérisson est anesthésié, placé en décubitus dorsal. L'aiguille est enfoncée à 45°, entre les clavicules, en direction du genou gauche.

9. Réhabilitation

Une fois la période de soins passée, l'animal est préparé pour son relâcher dans un secteur dédié (voir paragraphe hébergement) qui permet notamment la phase de défamiliarisation. Les repas sont servis le soir, pour réhabituer l'animal à s'alimenter la nuit (animaux crépusculaires et nocturnes). L'animal est maintenu en captivité jusqu'à ce qu'il atteigne un poids suffisant pour sa remise en liberté. Lorsque les conditions climatiques sont défavorables, le relâcher des animaux est souvent reporté et peut contraindre l'équipe à faire hiberner des animaux trop faibles recueillis en automne ou *a fortiori* en hiver.

10. Relâcher

Le relâcher d'un animal est l'étape ultime de sa prise en charge. Pour maximiser les chances de survie des animaux, certaines conditions doivent être respectées, dans la limite du possible.

L'état corporel du hérisson doit attester de réserves suffisantes avant son entrée en hibernation si le relâcher intervient en automne.

L'animal doit être relâché sur son lieu de capture, dans la mesure du possible : le hérisson connaît déjà les sources de nourriture et les abris de son milieu de vie. Molony. *et al.* (2006) ont montré que la translocation d'un animal en bonne santé diminue sa probabilité de survie. Si la translocation est accompagnée d'un court séjour en centre de soins, la probabilité de survie augmente : une légère prise de poids en centre de soins aide l'animal à compenser la période de disette qui suit souvent le relâcher en terrain inconnu.

Le lieu de relâcher doit permettre à l'animal de se nourrir suffisamment pour limiter l'impact négatif consécutif à l'exploration d'un territoire inconnu.

Idéalement, les relâchers doivent se faire selon la technique du taquet ou soft release surtout s'il s'agit d'une translocation d'adultes sur un nouveau territoire et impérativement s'il s'agit de juvéniles : l'animal est d'abord placé dans une grande cage fermée, où il est nourri quelques jours, le temps qu'il s'habitue à son nouvel environnement. Ensuite la cage est ouverte. De la nourriture est mise à disposition et l'animal est libre d'y revenir. Progressivement il explore son nouveau territoire et y trouve des abris et des sources de nourriture.

Molony *et al.* (2006) ont montré que l'introduction de hérissons dans un territoire déjà occupé par des congénères ne diminue pas l'espérance de vie des individus initialement présents.

Des informations complémentaires sur le relâcher des hérissons sont disponibles dans la thèse pour le doctorat vétérinaire de Cécile Le Barzic (2013).

Relâchers et hibernation, conséquences pour les centres de soins

Le poids vif est le critère le plus utilisé pour estimer les réserves énergétiques des hérissons. Pourtant il ne prend pas en compte la taille de l'animal ce qui le rend très imparfait.

Le poids minimum permettant la survie des hérissons à l'hibernation a été estimé dans plusieurs études. Il dépend cependant du pays où chaque étude a été réalisée. Par exemple, dans l'étude de Jensen (2004), portant sur l'hibernation de 10 hérissons au Danemark, tous les hérissons ont survécu, et le moins lourd pesait 513 g. Haigh *et al.* (2012) ont observé qu'un hérisson de 475 g avant l'hibernation pouvait survivre, au sud de l'Irlande.

Pour réduire la mortalité consécutive aux relâchés pendant la mauvaise saison, la remise en liberté des hérissons est souvent reportée jusqu'au retour des beaux jours. Les animaux peuvent être mis à hiberner à l'extérieur : un nid, de l'eau et des aliments sont mis à disposition du hérisson. Ils peuvent aussi passer l'hiver à l'intérieur dans des locaux chauffés. Dans ce dernier cas les hérissons peuvent réduire leur activité mais n'hibernent pas. Il faut alors veiller à prévenir l'obésité. L'hibernation n'est pas indispensable.

TROISIÈME PARTIE : PROTOCOLE EXPERIMENTAL

1. Introduction

1.1. Buts de cette étude

Cette étude vise à mettre en évidence les parasites les plus fréquents parmi la population de hérissons admis au CEDAF, ayant une importance clinique, et pouvant être mis en évidence à l'œil nu ou par des examens complémentaires simples, avec une quantification lorsque cela est possible.

1.2. Recherche de parasites et examens complémentaires

L'objet de cette thèse n'est pas de réaliser une étude exhaustive des parasites présents sur les hérissons de l'échantillon, à l'aide des méthodes les plus performantes disponibles. Les techniques utilisées dans ce cadre seront, sauf exception, des méthodes simples pouvant être mises en œuvre avec un matériel limité. Pour cette raison, la sensibilité des méthodes utilisées n'est pas maximale, mais le coût de chaque examen ainsi que le temps consacré demeurent abordables.

Les parasites sont donc recherchés sur les hérissons de la façon suivante : Les parasites externes sont recherchés à l'œil nu, et si l'état de l'animal le permet ou le nécessite, lors d'un examen sous anesthésie rapide à l'isoflurane. En cas de lésion cutanée évocatrice, des prélèvements ont parfois été effectués afin de confirmer ou d'infirmer la présence d'une teigne ou d'une gale. Une partie des animaux présentant des signes cliniques respiratoires anormaux ont bénéficié d'examens complémentaires tels que des coproscopies par la méthode de Baermann et/ou de McMaster ou de lavages broncho-alvéolaires.

Une partie des animaux morts ou arrivés morts au CEDAF a pu être autopsiée. L'autopsie permet de mettre en évidence des parasites externes (tiques, puces, larves de diptères, agents de la gale) ou internes (helminthes digestifs ou pulmonaires).

La recherche et l'identification des parasites n'ont pas été faites de façon systématique, en raison du très grand nombre d'animaux à traiter dans un temps imparti limité.

2. Description de l'échantillon d'étude

L'échantillon étudié est constitué de 272 hérissons sur les 311 reçus au CEDAF entre le premier janvier 2009 et le 31 décembre 2011. Trente neuf hérissons ont été exclus de l'étude car leur dossier clinique était trop incomplet. Ces derniers ont pour la majorité d'entre eux été déposés au CEDAF morts ou agonisants.

L'échantillon fait partie de la population précisément décrite dans la deuxième partie, sous-partie 2.

Treize hérissons supplémentaires, accueillis au CEDAF en 2012, ont été intégrés dans les données présentées dans certains tableaux, afin de compléter les observations portant sur la nature ou la localisation de lésions, lorsque le nombre de cas similaires répertoriés entre 2009 et 2011 s'avérait trop faible. Ils sont mentionnés lors de la présentation des tableaux concernés.

3. Matériel et méthodes

3.1. Examen clinique

L'examen clinique peut être sommaire, sans anesthésie, ou plus poussé, sous anesthésie. Les examens cliniques sont effectués par les membres du CEDAF, ce qui représente potentiellement plus d'une centaine de personnes différentes. Un examen clinique complet comporte un examen à distance suivi d'un examen rapproché qui peut être différé s'il est préjudiciable à l'animal.

L'examen à distance comprend :

- l'estimation de l'âge;
- l'estimation de l'état de vigilance (capacité à réagir à un stimulus extérieur) ;
- l'examen de la posture (position du corps respectant l'effet de la gravité) ;
- l'examen de l'attitude (position des yeux, de la tête et des membres vis-à-vis du corps, anomalies de positionnement des pattes) ;
- l'examen de la démarche et des mouvements, notamment la capacité à se mettre en boule ;
- l'estimation de l'amplitude et la mesure de la fréquence respiratoire ;
- l'examen du tégument ;
- l'examen de la cage (présence et aspect d'excréments, d'urine, de sang, d'aliments, de parasites).

L'examen rapproché sous anesthésie comprend :

- la mesure de la température corporelle de l'animal ;
- la pesée et l'estimation de l'état corporel, par palpation des tissus musculaires et graisseux ;
- l'estimation du degré de déshydratation : enfoncement du globe oculaire, persistance du pli de peau, sécheresse des muqueuses ;
- un examen minutieux du nez à la queue comprenant notamment l'examen, du nez, des yeux, des oreilles, de la cavité buccale, de la couleur des muqueuses buccales, du crâne, de l'anus et de l'orifice génital ;
- la palpation de l'abdomen ;
- un examen de chaque membre accompagné de leur palpation ;
- un examen du revêtement cutané minutieux, notamment de la jonction poils piquants ;
- une auscultation cardio-vasculaire, en n'oubliant pas la trachée.

Les anomalies de l'examen clinique sont reportées sur le dossier clinique du hérisson. La présence éventuelle de parasites doit donc y figurer.

3.2. Examens complémentaires destinés à préciser l'étiologie de lésions cutanées

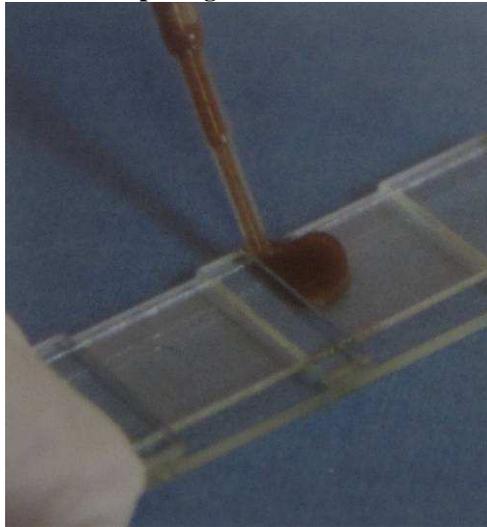
En cas de lésion cutanée évocatrice d'une teigne, un morceau de moquette stérile peut être frotté sur les lésions et mis en culture sur une gélose de Sabouraud ou de Malt agar afin de rechercher la présence de spores fongiques. Un trichogramme est aussi effectué. En cas de lésion évocatrice d'une gale, ou d'une démodécie, l'application d'un morceau de ruban adhésif transparent sur la zone et un raclage profond à la rosée sanguine, tous deux suivis d'un examen microscopique, peuvent être effectués pour rechercher la présence d'acariens cutanés.

3.3. Coproscopie quantitative par flottaison au $MgSO_4$ saturé, méthode quantitative de McMaster

Cette technique a pour but de mettre en évidence la présence d'œufs, et si possible de les dénombrer. Les fèces récoltées sont analysées le jour même ou le lendemain.

Un à cinq grammes de fèces sont déposés dans un verre à pied. On ajoute progressivement la quantité suffisante d'une solution de $MgSO_4$ saturée pour obtenir 15 mL de liquide dense par gramme de fèces analysé. Pendant cet ajout, la solution est mélangée régulièrement, afin d'obtenir une suspension homogène. Cette dernière est ensuite filtrée à l'aide d'une passoire à thé dont les pores ont un diamètre de 400 μm . Une partie du filtrat est utilisée pour remplir une lame de comptage de McMaster (figure 47). Après 10 minutes, le temps que les œufs remontent à la surface, les œufs sont identifiés et comptés sur les 12 colonnes de la lame, à l'aide d'un microscope à l'objectif x10. On obtient le nombre d'œuf par gramme en multipliant par 50 le nombre d'œufs comptés sur les douze colonnes (Beugnet *et al.* 2004).

Figure 47. Remplissage d'une cellule de McMaster



D'après Beugnet *et al.* 2004.

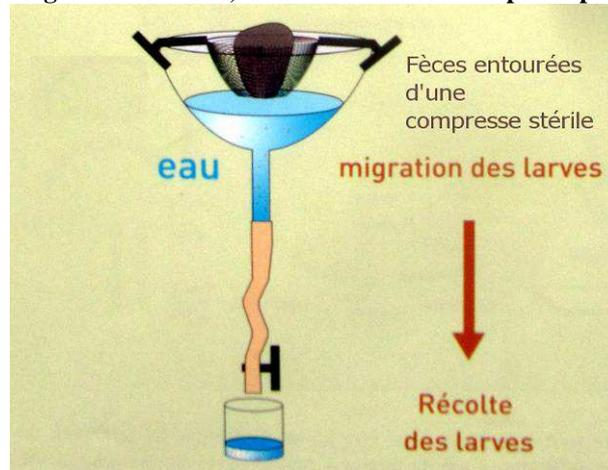
3.4. Coproscopie par la méthode de Baermann

Cette méthode est utilisée pour isoler les larves vivantes de nématodes en utilisant leur hygrotropisme positif et leur géotropisme positif.

Des fèces du même individu sont récoltées pendant 3 jours consécutifs et conservées au froid positif dans des récipients fermés. La récolte sur trois jours permet d'obtenir suffisamment de matériel, et de limiter les risques de faux-négatifs inhérents à une excrétion intermittente.

Un entonnoir prolongé par un tuyau en silicone est placé sur un support. Le tube est fermé à son extrémité distale par un clamp. Sur cet entonnoir est placé un tamis. Les fèces sont déposées dans une compresse stérile sur le tamis. De l'eau distillée est ajoutée progressivement pour qu'elle imbibe la compresse. Le montage est protégé par du papier aluminium afin qu'aucun insecte ne puisse y pondre (figure 48).

Figure 48. Montage de Baermann, avant d'être recouvert par le papier aluminium



D'après Beugnet *et al.* 2004.

Le lendemain, la partie basse du tuyau est prélevée dans une boîte de Pétri et observée à la loupe binoculaire, afin de rechercher les larves qui s'y trouveraient. Si c'est le cas, elles sont prélevées et identifiées au microscope (Beugnet *et al.* 2004).

3.5. Lavage broncho-alvéolaire

Cette méthode est utilisée pour analyser le contenu broncho-alvéolaire d'un animal vivant. Une anesthésie gazeuse à l'aide d'isoflurane (induction à 5%) permet d'endormir l'animal. La gueule du hérisson est maintenue ouverte à l'aide d'un pas d'âne. Une sonde vésicale stérile (Modèle Jackson cat chat de 11 cm de long et 1 mm de diamètre) est placée dans l'ouverture de la trachée à l'aide d'un laryngoscope. Du sérum physiologique (NaCl à 0,9 %, 1 mL/ kg), puis 1 mL d'air pour chasser tout le liquide contenu dans la sonde, sont injectés à l'aide d'une seringue stérile dans la trachée (figure 49). Le liquide est ensuite aspiré rapidement, en faisant de délicats mouvements de va-et-vient avec la sonde.

Ce liquide est ensuite analysé pour rechercher des œufs, des larves et des adultes de parasites respiratoires. Au besoin, et si la quantité de liquide recueillie le permet, il peut aussi servir à une analyse cytologique et/ou une culture bactérienne.

Figure 49. Lavage broncho-alvéolaire chez un hérisson d'Europe



Photographie personnelle.

3.6. Autopsie

Elle doit être réalisée de manière méthodique et systématique avec une succession d'étapes précises résumées dans l'encadré ci-dessous.

- Examen extérieur : recherche de lésions cutanées et de parasites externes.
- Incision de la peau de l'animal du menton au bassin, et au niveau des membres.
- Incision de la ligne blanche du processus xiphoïde jusqu'à 1 cm avant l'anus.
- Désinsertion du diaphragme.
- Section des côtes et des clavicules, retrait du volet costal.
- Dissection mousse de la trachée et de l'œsophage.
- Incision des muscles myo-hyoïdiens, digastriques et du palais mou.
- Retrait de l'ensemble de la masse viscérale, de la langue au rectum.
- Pose de deux clamps au niveau du rectum et section du rectum entre ces deux clamps.
- Séparation des différents organes.
- Incisions du foie, des reins, de la rate, du pancréas, des organes génitaux, de la vessie, du cœur, de la langue.
- Prélèvement du contenu digestif et inspection de la couleur des muqueuses digestives.
- Prélèvement de la trachée et des poumons.

Le contenu digestif est ensuite étudié par une coproscopie selon la méthode de McMaster (en utilisant 5 mL de bol alimentaire homogénéisé). Le résidu de la filtration au tamis est observé au microscope, pour rechercher des helminthes adultes ou larvaires.

Les mucosités trachéales ou bronchiques sont étalées sur une lame pour examen microscopique et les éventuels helminthes adultes sont extraits des bronches ou du parenchyme à l'aide de fines pinces puis observés et identifiés à l'aide d'un microscope.

3.7. Etude statistique

Une étude statistique a été menée pour certaines données. Lorsque les effectifs théorique étaient supérieurs ou égaux à 5, le test du Khi-Deux a été utilisé. Lorsqu'au moins un effectif théorique était strictement inférieur à 5, le test de Fisher a été utilisé. Un seuil alpha est fixé à 5 % pour l'interprétation.

4. Résultats

4.1. Répartition annuelle des hérissons de l'échantillon en fonction du mois, du sexe et de l'âge

La répartition mensuelle des mois d'arrivée des hérissons est présentée dans la figure 50. L'étude porte d'une part sur 93 mâles, 81 femelles, et 37 hérissons de sexe indéterminé (figure 51), et d'autre part sur 199 juvéniles, 50 adultes, et 8 hérissons d'âge indéterminé (figure 52). On observe deux pics d'arrivées, le premier de la fin du printemps au début de l'été, et le second en automne. Les juvéniles constituent la majorité des admissions.

Figure 50. Répartition mensuelle des mois d'arrivée des hérissons de l'étude

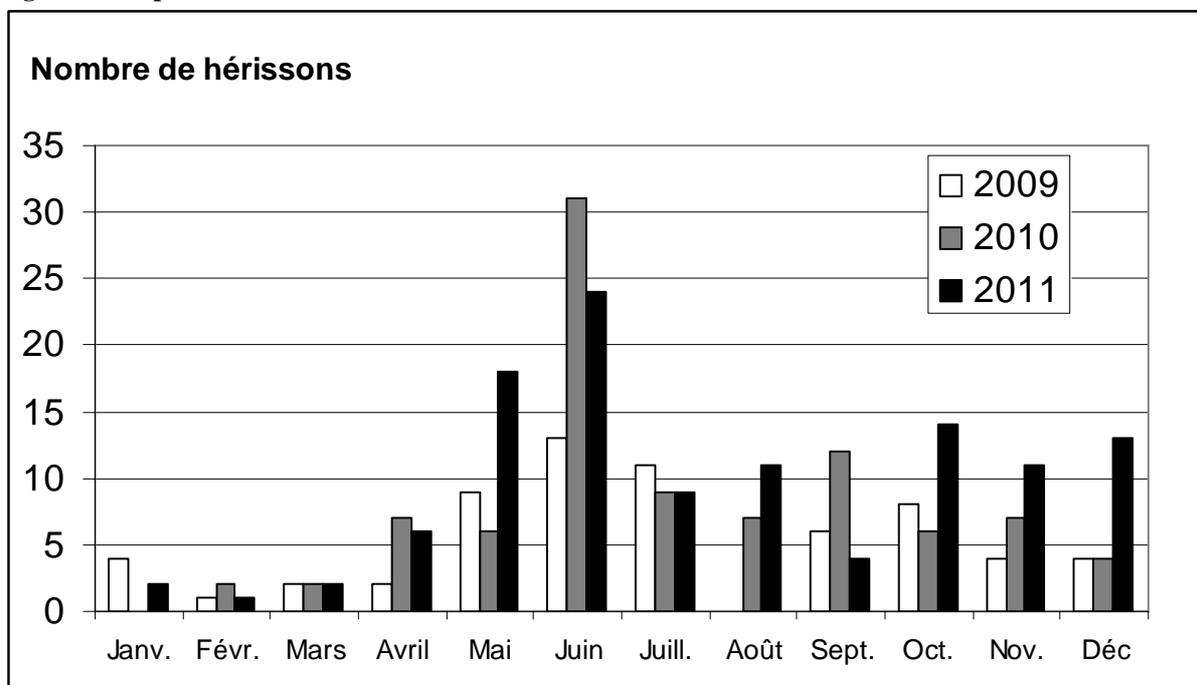


Figure 51. Répartition des sexes des hérissons de l'étude

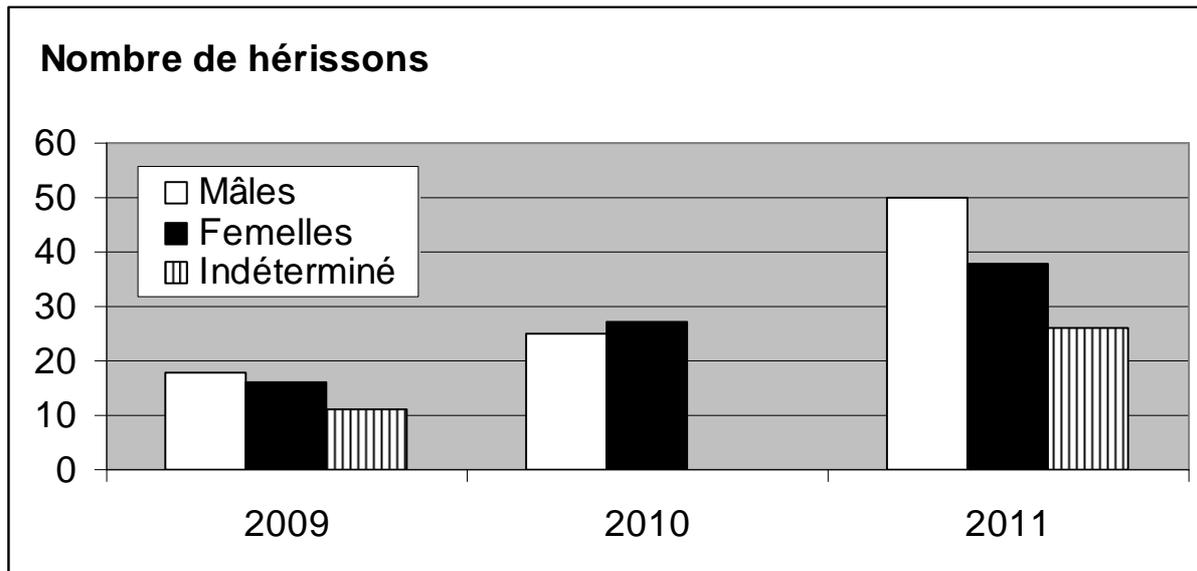
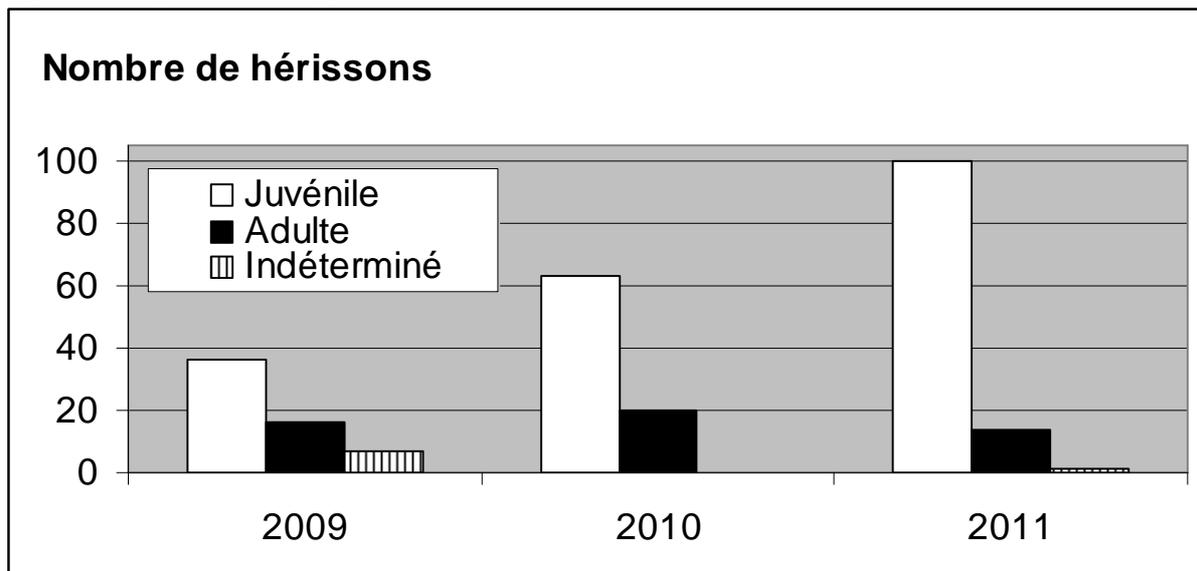


Figure 52. Répartition des âges des hérissons de l'étude



4.2. Parasites externes

4.2.1. Ixodidae

La présence de tiques a été relevée sur 82 hérissons (30,1 %) sur 272 étudiés. Les tiques ont été précisément dénombrées sur 40 animaux sur lesquels le nombre total de tiques comptabilisées était de 1753, soit une moyenne de 44 tiques par hérisson porteur. Les tiques de 8 hérissons ont été identifiées. Toutes (n = 555) appartenaient à l'espèce *Pholeioxodes hexagonus*. Le nombre maximum d'*Ixodidae* présents sur le même animal était de 323 *Pholeioxodes hexagonus*.

4.2.2. Siphonaptères

La présence de puces a été relevée sur 110 hérissons (40,4 %) sur 272 étudiés. Elles ont été dénombrées sur 21 hérissons. Le nombre total de puces compté était de 406, soit une moyenne de 19 puces par hérisson porteur. Les puces de 5 hérissons ont été identifiées. Toutes (n = 85) appartenaient à l'espèce *Archaeopsylla erinacei*. Le nombre maximum de puces présentes sur le même animal était de 104.

4.2.3. Diptères

La présence d'une myiase a été relevée sur 26 hérissons (9,6 %) sur 272 étudiés. Tous les stades parasitaires ont été observés (œufs et larves des 3 stades). Les œufs et larves n'ont pas été mis en culture et n'ont donc pas été identifiés. La localisation corporelle des œufs et asticots a été relevée pour 25 hérissons atteints d'une myiase. Elle figure dans le tableau 13. Sept des hérissons ayant permis de réaliser ce tableau ont été pris en charge en 2012.

Tableau 13. Répartition corporelle des œufs et larves de diptères de 25 hérissons atteints d'une myiase

Zone atteinte	Effectif (n = 25)	Pourcentage
Yeux	7	28 %
Oreille	4	16 %
Museau	4	16 %
Ventre	4	16 %
Membre postérieur	4	16 %
Généralisée	3	12 %
Gueule	3	12 %
Dos	3	12 %
Anus	3	12 %
Cou	2	8 %
Membre antérieur	1	4 %

4.2.4. Acarioses psoriques

La présence d'une acariose psorique a été relevée sur 8 hérissons sur 272 étudiés (2,9 %). Les lésions cutanées observées étaient des croûtes et des squames. L'identification de l'espèce des acariens responsables a été réalisée sur un animal. L'acarien en cause était *Caparinia tripilis*.

La répartition corporelle des lésions cutanées de 5 hérissons atteints d'une acariose psorique figure dans le tableau 14.

Tableau 14. Répartition corporelle des lésions cutanées de 5 hérissons atteints d'une acariose psorique
Les hérissons ne présentaient pas d'infestation concomitante par *T. m. var erinacei*.

Zone atteinte	Effectif (n = 5)
Museau	4
Oreille	4
Dos	3
Flancs	3
Membre	3
Ventre	2
Pourtour des yeux	2

4.2.5. Dermatophytose

La présence de *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei* a été suspectée et confirmée par une culture mycologique pour 10 hérissons sur 272 (3,7 %). La réalisation de trichogrammes n'a pas permis de mettre en évidence la présence de dermatophytes. Cinq hérissons présentaient une surinfection bactérienne. Un hérisson présentait une infestation concomitante par des acariidés psoriques, dont l'espèce n'a pas été identifiée. La localisation des lésions de dermatophytose a été relevée pour 11 hérissons porteurs symptomatiques de *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei* est présentée dans le tableau 15. Trois des hérissons ayant permis de réaliser ce tableau ont été pris en charge en 2012.

Tableau 15. Répartition corporelle de lésions provoquées par le champignon *Trichophyton mentagrophytes var erinacei* sur 11 hérissons

Zone atteinte	Effectif (n = 11)
Museau	8
Abdomen	5
Oreille	5
Membres	4
Dos	3
Flancs	2
Pourtour des yeux	1

La nature des lésions observées sur 12 hérissons porteurs symptomatiques de *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei* est présentée dans le tableau 16. Aucun des hérissons utilisés pour l'établissement de ce tableau ne présentait une infestation concomitante à *Caparinia tripilis*. Trois des hérissons ayant permis de réaliser ce tableau ont été pris en charge en 2012.

Tableau 16. Nature des lésions observées sur 12 hérissons porteurs symptomatiques de *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei*

Aucun des hérissons ne présentait une infestation concomitante à *Caparinia tripilis*.

Symptôme	Effectif (n = 13)
Croûte	12
Squamosis	8
Lichénification cutanée	7
Alopécie	8
Perte de piquants	6
Ulcération	5
Surinfection bactérienne	5

4.2.6. Autres ectoparasites

Les autres parasites n'ont pas été étudiés.

4.2.7. Influence du mois sur l'infestation par les parasites

Le tableau 17 présente le nombre mensuel cumulé de hérissons infestés par les tiques, les puces, ou présentant une myiase, une gale symptomatique ou une teigne symptomatique.

Tableau 17. Nombre mensuel cumulé de hérissons infestés par les tiques, les puces, ou présentant une myiase, une gale symptomatique ou une teigne symptomatique

	Observation visuelle de tiques	Observation visuelle de puces	Observation visuelle de myiase	Hérissons présentant une gale clinique	Hérissons présentant une teigne clinique
Janvier	1 / 6	0 / 6	0 / 6	1 / 6	1 / 6
Février	1 / 4	1 / 4	0 / 4	0 / 4	0 / 4
Mars	2 / 6	4 / 6	0 / 6	1 / 6	0 / 6
Avril	11 / 15	9 / 15	0 / 15	2 / 15	0 / 15
Mai	9 / 33	11 / 33	5 / 33	0 / 33	1 / 33
Juin	15 / 68	18 / 68	7 / 68	1 / 68	0 / 68
Juillet	13 / 29	16 / 29	8 / 29	1 / 29	0 / 29
Août	2 / 18	4 / 18	0 / 18	0 / 18	0 / 18
Septembre	7 / 22	10 / 22	1 / 22	0 / 22	1 / 22
Octobre	11 / 28	16 / 28	4 / 28	1 / 28	5 / 28
Novembre	7 / 22	10 / 22	1 / 22	0 / 22	1 / 22
Décembre	3 / 21	11 / 21	0 / 21	1 / 21	1 / 21
Total	82 / 272	110 / 272	26 / 272	8 / 272	10 / 272

Plus de 50 % des hérissons du mois porteurs du parasite

Entre 25 % et 50 % des hérissons du mois porteurs du parasite

Moins de 25 % des hérissons du mois porteurs du parasite

4.2.8. Influence de l'âge sur l'infestation par les parasites

Le tableau 18 présente l'influence de l'âge sur la présence ou l'absence de parasites externes, et les tests statistiques permettant de les interpréter.

Tableau 18. Influence de l'âge sur l'infestation par les parasites

	Adulte	Juvénile	Total	Test statistique	Valeur de p
Nombre d'animaux *	50	199	249	-	-
Absence visuelle de tiques	25	150	175	Test de Khi-Deux	4,4x10 ⁻⁴
Observation de tiques	25	49	74		
Pourcentage de porteurs de tiques	50%	25%	30%		
Absence visuelle de puces	25	124	149	Test de Khi-Deux	0,11
Observation de puce	25	75	100		
Pourcentage de porteurs de puces	50%	38%	40%		
Absence visuelle de myiase	45	180	225	Test de Khi-Deux	0,92
Observation d'une myiase	5	19	24		
Pourcentage d'animaux présentant une myiase	10%	10%	10%		
Absence de gale clinique	48	196	244	Test de Fisher	0,27
Présence d'une gale clinique	2	3	5		
Pourcentage d'animaux présentant une gale clinique	4%	2%	2%		
Absence de dermatophytose clinique	48	193	241	Test de Fisher	0,66
Présence d'une dermatophytose clinique	2	6	8		
Pourcentage d'animaux présentant une dermatophytose clinique	4%	3%	3%		

* 23 hérissons d'âge indéterminé n'ont pas été pris en compte.

Au risque alpha de 5 %, l'âge n'a pas d'influence sur la présence de puces, d'une gale, d'une myiase ou d'une dermatophytose clinique. Au contraire, les adultes sont deux fois plus souvent infestés par les tiques que les juvéniles.

4.2.9. Influence de l'infestation par les ectoparasites sur le taux de survie

Le tableau 19 présente l'influence de la présence de parasites sur le taux de survie des hérissons, et les tests statistiques permettant de les interpréter.

Tableau 19. Influence de l'infestation par les ectoparasites sur le taux de survie

	Animal mort	Animal vivant	Total	Pourcentage de survie	Test statistique	Valeur de p
Nombre d'animaux	111	161	272	59%	-	-
Absence visuelle de tiques	74	116	190	61%	Test de Khi-Deux	0,34
Observation de tiques	37	45	82	55%		
Absence visuelle de puces	62	100	162	62%	Test de Khi-Deux	0,30
Observation de puce	49	61	110	55%		
Absence visuelle de myiase	89	157	246	64%	Test de Khi-Deux	$1,8 \times 10^{-6}$
Observation d'une myiase	22	4	26	15%		
Absence de gale clinique	107	157	264	59%	Test de Fisher	0,71
Présence d'une gale clinique	4	4	8	50%		
Absence de dermatophytose clinique	107	155	262	59%	Test de Fisher	1
Présence d'une dermatophytose clinique	4	6	10	60%		

Au risque alpha de 5 %, la présence de tiques, de puces, d'une gale ou d'une dermatophytose n'a pas d'influence sur le taux de survie des hérissons. Au contraire, la présence d'une myiase fait chuter le taux de survie de 64 % à 15 %.

4.3. Résultats concernant les parasites internes

4.3.1. Résultats des coproscopies par flottation selon la méthode de McMaster

Une coproscopie par flottation selon la méthode de McMaster a été réalisée à partir des excréments de 48 hérissons. Les résultats sont présentés dans le tableau 20.

Tableau 20. Résultats des coproscopies par flottaison selon la méthode de McMaster
Seul *Capillaria* sp. a été recherché.

Nombre de coproscopie effectuées selon la méthode de McMaster	48
Nombre de hérissons <i>Capillaria</i> sp. +	37
Pourcentage de hérissons avec <i>Capillaria</i> sp. +	77 %
<i>Capillaria</i> sp. : nombre moyen d'OPG des animaux positifs *	1013
<i>Capillaria</i> sp. : nombre minimum d'OPG des animaux positifs *	15
<i>Capillaria</i> sp. : nombre maximum d'OPG des animaux positifs *	7200

* calculé sur 31 résultats positifs.

4.3.2. Résultats des coproscopies selon la méthode de Baermann

Les excréments de 6 hérissons ont été analysés. Deux étaient positifs pour *Crenosoma striatum*. Les 4 autres étaient négatifs.

4.3.3. Résultats des lavages broncho-alvéolaires

Cinq hérissons ont été soumis à un lavage broncho-alvéolaire à visée diagnostique. Deux infestations par *Crenosoma striatum* et trois infestations par *Eucoleus aerophilus* ont pu être mises en évidence.

4.4. Résultats des autopsies

Les résultats parasitaires des 19 autopsies pratiquées sont indiqués dans le tableau 21.

Tableau 21. Résultats parasitaires de l'autopsie de 19 hérissons d'Europe

Localisation	Paramètre mesuré	Nombre	Pourcentage
Cutanée	Présence de parasites externes	11	58 %
	Présence de puces	8	42 %
	Présence de tiques	11	42 %
	Présence d'une myiase	5	26 %
Digestive	Présence de parasites dans le tube digestif (y compris œufs de parasites pulmonaires)	12	63 %
	Présence de <i>Capillaria</i> sp. (adultes) digestifs	7	37 %
	Présence de <i>Capillaria</i> sp. (œufs) dans le tube digestif (mis en évidence par flottation ou par observation directe)	12	63 %
Digestive ou respiratoire	Nombre de coproscopie réalisées par flottation sur le bol alimentaire	11	-
	Nombre de coproscopie par flottation positive à <i>Capillaria</i> sp.	7	64 %
	Nombre moyen d'œufs de <i>Capillaria</i> sp. retrouvé dans les échantillons positifs	4864	-
	Nombre maximal d'œufs de <i>Capillaria</i> sp. retrouvé dans les échantillons positifs	19650	-
	Nombre minimal d'œufs de <i>Capillaria</i> sp. retrouvé dans les échantillons positifs	100	-
Pulmonaire	Présence de parasites pulmonaires	12	63%
	Présence de <i>Capillaria</i> sp. (adultes)	8	42%
	Présence de <i>Capillaria</i> sp. (œufs)	10	53%
	Présence de <i>Crenosoma striatum</i> (adultes)	8	42%
	Présence de <i>Crenosoma striatum</i> (larves)	8	42%

5. Discussion

5.1. Critique du protocole et améliorations possibles

De par le fonctionnement même du CEDAF, les examens cliniques ont été réalisés par plusieurs dizaines de personnes différentes, des étudiants vétérinaires principalement, et les soins par plusieurs centaines de personnes différentes sur la période de 3 ans considérée. Une standardisation de l'examen clinique à l'admission ou du suivi clinique a été proposée en début d'étude, mais n'a été que très partiellement suivie par les intervenants du CEDAF, ce qui s'est traduit par une perte d'informations difficile à quantifier mais probablement conséquente lors d'infestations parasitaires faibles ou circonscrites. Ainsi, ne peut-on exclure lors de la prise en charge, qu'une puce ou une tique isolée, par exemple, puisse ne pas être détectée, ou ne pas être notée sur le dossier clinique. Enfin, les informations récoltées sur les animaux arrivés morts, ou morts dans les heures suivant leur prise en charge sont souvent parcellaires faute de temps. Il en ressort une sous-estimation probable des cas de parasitisme à bas bruit dans notre étude. La mise à disposition de feuilles d'examen clinique parasitaire

spécifiques aux hérissons, permettant de sensibiliser le clinicien de garde à l'étude des parasites présents et qui puissent être remplis facilement en cochant des cases aurait facilité l'observance de ce protocole. Leur mise en place sera envisagée prochainement, pour une analyse ultérieure.

En complément, il est important de préciser que les acarioses psoriques, à *Demodex erinacei*, et les dermatophytoses impliquant *T. mentagrophytes var. erinacei* sont très souvent asymptomatiques (Bexton et Robinson, 2003). En conséquence, la prévalence de l'infestation par ces parasites, invisibles à l'œil nu, est forcément sous-estimée dans cette étude, puisque les agents parasitaires n'ont été recherchés qu'en présence de lésions évocatrices.

Pour des raisons matérielles, l'identification des parasites a rarement pu être poussée jusqu'à l'espèce. La diagnose d'espèce requiert en effet des compétences particulières et du matériel de qualité (loupe binoculaire, un microscope relié à un appareil photographique pour une identification précise ultérieure, équipé d'un micromètre oculaire ou de règle objet pour évaluer la taille des œufs, larves ou adultes de parasites dont nous pouvions bénéficier dans le cadre du service de parasitologie de l'ENVA mais qui n'était pas disponible dans l'infirmerie du CEDAF. Le fonctionnement 7 jour sur 7 d'une telle structure avec des accueils jusqu'à tard le soir rendraient nécessaires l'acquisition d'un minimum de matériel d'observation microscopique pour accroître la « réactivité au chevet du patient » dans un contexte où la disponibilité des intervenants est contrainte.

Toutefois, même si l'identification précise des parasites n'a été réalisée que dans un petit nombre de cas, en pratique, elle ne s'avère pas forcément indispensable pour décider de la mise en place d'une thérapie antiparasitaire. En effet, le traitement choisi pour traiter une infestation par des tiques dures par exemple sera le même quelle que soit l'espèce ou les espèces incriminées. Il en sera de même pour combattre la présence de puces dès lors que l'on a identifié le groupe d'ectoparasites en cause. *A contrario*, des lésions cutanées similaires peuvent être provoquées par des agents pathogènes de natures différentes à l'instar des acaridiés psoriques ou du champignon *T. m. var erinacei*, pour lesquels les traitements sont différents.

Pour ce qui concerne les autopsies, l'examen parasitaire de chaque organe est un travail long et fastidieux mais dont les résultats sont très informatifs. Leur réalisation par un pathologiste, un parasitologue ou leurs techniciens, avec leur matériel et dans leurs locaux, apporterait une réelle plus-value. Pour les mêmes raisons, la recherche systématique d'endoparasites par coproscopie, bien que potentiellement intéressante chez cette espèce, n'a pu être réalisées que sur un petit effectif.

La réalisation et la mise à disposition de planches de reconnaissance des principaux parasites du hérisson à partir des données présentées dans ce travail, pourraient contribuer à un meilleur suivi parasitaire.

Tous les parasites ont pu être mis en évidence au moyen d'un petit nombre de techniques, souvent simples à mettre en œuvre et peu onéreuses, donc applicables dans les centres de sauvegardes. Ceci est particulièrement important au vu de la prévalence des parasites chez les hérissons, et des conséquences cliniques qui y sont associées. La recherche minutieuse des parasites est primordiale à une bonne prise en charge, et réalisable dans les centres de sauvegarde. L'acquisition d'un minimum de matériel de laboratoire complémentaire (microscope) pourrait s'avérer utile pour pouvoir établir un diagnostic plus précis et prendre

en conséquence des décisions pertinentes lors de la prise en charge de hérissons particulièrement parasités.

5.2. Résultats et confrontation avec la littérature

Cette étude a permis d'identifier le portage de plusieurs espèces ou familles de parasites par les hérissons de l'échantillon étudié.

Les ectoparasites mis en évidence sont des parasites fréquemment décrits : la puce *Archaeopsylla erinacei* (Séguy, 1944 ; Baker et Mulcahy, 1986 ; Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Visser *et al.*, 2001 ; Beck *et al.*, 2005 ; Clark, 2006 ; Fisher *et al.*, 2007), des larves de diptères (Nielsen *et al.*, 1978 ; Schütze, 1980 ; Saupe, 1988 ; Carlson, 1990 ; Bunnell, 2001 ; Bexton et Robinson, 2003), la tique *Pholeoixodes hexagonus* (Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Skuballa *et al.*, 2007), l'acaridié psorique *Caparinia tripilis* (Sweatman, 1962 ; Heath *et al.*, 1971 ; Brockie, 1974 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Stocker, 2000 ; Tenquist et Charleston, 2001 ; Carlson, 1990) et le dermatophyte *Trichophyton mentagrophytes var erinacei*. (Keymer *et al.* 1991 ; Chermette 1991).

Les nématodes respiratoires mis en évidence sont *Crenosoma striatum* (adultes et larves), *Eucoleus aerophilus* (adultes et œufs) et *Capillaria* sp. (adultes et œufs). Un nématode digestif a également été mis en évidence, *Capillaria* sp. (probablement *Aonchotheca erinacei*). Les *Capillariidae* (Schütze, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Saupe, 1988 ; Majeed I., 1989 ; Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Bexton et Robinson, 2003 ; Beck, 2007 ; Mizgajska-Wiktor *et al.*, 2010 ; Pfäffle, 2010) et les *Crenosomatidae* (Lämmle et Saupe, 1968 ; Schütze, 1980 ; Timme, 1980 ; Barutzki *et al.*, 1984 ; Majeed *et al.*, 1989 ; Carlson, 1990 ; Keymer *et al.*, 1991 ; Bexton et Robinson, 2003 ; Liesegang et Lehmann, 2003 ; Pantchev *et al.*, 2005 ; Beck, 2007 ; Mizgajska-Wiktor *et al.*, 2010) sont fréquemment décrits chez le hérisson.

Les puces, les tiques et les agents de gale précisément identifiés dans notre étude proviennent d'un petit nombre d'individus (respectivement 8, 5 et 1). En prélevant les ectoparasites sur un plus grand nombre d'animaux, et en augmentant le nombre d'identifications, d'autres ectoparasites auraient probablement été retrouvés, à l'instar de *Ixodes ricinus* (Schütze, 1980 ; Carlson, 1990 ; Skuballa *et al.*, 2007), *Ctenocephalides felis* (Carlson, 1990 ; Visser *et al.*, 2001), *Ceratophyllus gallinae* (Visser *et al.*, 2001), ou *Sarcoptes scabiei* (Sweatman, 1962 ; Tenquist et Charleston, 2001), qui sont des parasites couramment décrits sur des hérissons d'Europe.

Dans notre étude, 40,4 % des hérissons ont présenté des puces, alors que Visser *et al.* (2001) ont rapporté des taux d'infestation de 92 % pour des hérissons en consultations chez des vétérinaires. De même, 30,1 % des hérissons du CEDAF arboraient des tiques, contre la totalité des hérissons sauvages décrits par Liebisch et Walter (1986), mais seulement 14% des animaux dans le centre de sauvegarde de Bunnell (2001). Près de 10 % des hérissons de notre échantillon souffraient de myiases, ce qui est bien supérieur aux valeurs enregistrées par Bunnell (2001), qui rapporte seulement 2 % des animaux atteints en centre de sauvegarde.

Les différences observées entre cette étude et celles de la littérature scientifique, en ce qui concerne le pourcentage d'animaux infestés, pourraient provenir de différences d'échantillonnage, de biais de recrutement (capture d'animaux sauvages ou accueils d'animaux en détresse généralement davantage parasités) et des conditions matérielles et humaines de réalisation de cette étude.

Les hérissons de notre population peuvent être infestés par des tiques, des acaridiés psoriques et *T. m. var erinacei* tout au long de l'année. Les puces n'ont été observées que de février à décembre, et les myiases de mai à novembre. Il y a donc un effet saisonnier peu marqué pour les puces, et très marqué pour les myiases en relation avec le cycle biologique des espèces en cause.

L'âge ne semble pas avoir d'influence sur la présence d'une pulicose, d'une gale clinique, d'une myiase ou d'une dermatophytose clinique. Au contraire, les adultes reçus au CEDAF sont deux fois plus souvent infestés par les tiques que les juvéniles.

La présence de tiques, de puces, d'une gale ou d'une dermatophytose n'a pas d'influence sur le taux de survie des hérissons. Par contre, la présence d'une myiase fait chuter le taux de survie de 64 % à 15 % dans notre étude.

La répartition précise des lésions de teigne, de gale et des myiases sur le corps des hérissons, d'une part, et la fréquence des différentes lésions observées en cas de dermatophytose à *T. m. var erinacei*, d'autre part, n'avait à la connaissance de l'auteur pas été décrites chez le hérisson.

Les localisations les plus communes pour les myiases sont les orifices naturels (yeux, oreille, museau, gueule, anus) et les plaies (ventre, membres, dos et cou). Ces zones sont pour la plupart difficile à examiner sur un hérisson en boule, d'où l'intérêt d'une anesthésie gazeuse rapide lors de l'examen clinique, lorsque l'état de l'animal le permet.

Les lésions rencontrées dans cette étude en cas de gale ou de dermatophytose à *T. m. var erinacei* sont le plus souvent des lésions squameuses et croûteuses, souvent localisées sur le museau, les oreilles et le pourtour des yeux. Le dos, le ventre, les flancs et les membres peuvent aussi être atteints. La répartition corporelle des lésions, squameuses et croûteuses, ne permet donc pas de distinguer macroscopiquement une teigne d'une gale. Toutefois, les acaridiés psoriques sont parfois visibles à l'œil nu (observation personnelle). Les lésions cutanées observées dans cette étude étaient plus variées pour les cas de teigne, pour lesquels des lichénification, des perte de piquants, des alopecie ont aussi été relevées. Bexton et Robinson, 2003 ont aussi décrit ces lésions pour des acarioses psoriques. Elles ne permettent donc pas de distinguer macroscopiquement ces deux parasitoses. Des examens complémentaires sont donc recommandés afin de distinguer ces deux parasitoses.

5.3. Utilisation pratique des résultats

Importance du dépistage des parasitoses

Cette étude montre à quel point la pathologie parasitaire est fréquente au CEDAF, et potentiellement sévère avec par exemple un taux de survie d'un hérisson divisé par 4 en cas de myiase. Cependant, tous les parasites n'ont pas le même impact et ne nécessitent pas un traitement au sens large similaire.

Pour pouvoir prendre en charge une parasitose, il faut d'abord la détecter. Notre étude souligne l'importance primordiale de la réalisation d'un examen clinique complet, tenant compte des singularités anatomiques de l'espèce, et l'intérêt de quelques examens complémentaires simples.

L'examen clinique s'il est minutieux permet de mettre en évidence les ectoparasites, mais pas de diagnostiquer le portage de parasitoses internes. Une anesthésie générale s'avère souvent indispensable chez cette espèce pour examiner l'animal, notamment pour déceler d'éventuelles lésions dissimulées lorsque l'animal est en boule. Elle permet également de réaliser des raclages cutanés, des prélèvements pour culture mycologique ou l'application d'un morceau de ruban adhésif pour la recherche d'acariens. Elle s'avère également utile pour le traitement des hérissons dans certains cas. Ces procédures relativement simples à réaliser, combinés à un examen microscopique, permettent de confirmer rapidement et à moindre coût une suspicion de gale ou de démodécie.

Les cultures mycologiques permettent de confirmer les suspicions de dermatophytoses. Les prélèvements sont confiés au laboratoire du service de parasitologie de l'ENVA. Elles permettent aussi de suivre le processus de guérison. La réalisation de trichogrammes n'a pas été concluante dans notre étude.

Les méthodes de coproscopie de McMaster et de Baermann ne sont pas invasives, sont peu coûteuses, et apportent des informations sur les parasitoses internes dans un délai assez court (30 minutes à 24 heures). Elles demandent cependant un investissement en temps pour un personnel formé à la fois sur la procédure et la reconnaissance des parasites. Leur utilisation systématique est recommandée, mais elle n'est pas réalisable qu'au cas par cas dans le cadre du CEDAF, par manque de personnel qualifié.

Le lavage broncho-alvéolaire est un acte très technique, invasif, mais qui peut apporter rapidement une information précise sur la nature de l'agent étiologique en cas d'infestation pulmonaire. Il permet ainsi la mise en évidence et l'identification des parasites pulmonaires. Combiné à des analyses bactériologiques et cytologiques, il apporte de précieux renseignements complémentaires sur notamment la réaction inflammatoire de l'hôte. L'anesthésie gazeuse nécessaire, la technicité, le caractère invasif, le coût des consommables et surtout des examens complémentaires associés limitent son usage. Cependant il est le seul examen complémentaire qui puisse renseigner à la fois sur les statuts parasitaires, bactériens et cytologiques en cas de problème respiratoire.

Enfin, les autopsies permettent la mise en évidence de nombreux parasites, à la fois internes et externes à moindre coût. Elles apportent des informations utiles, notamment en cas d'échec thérapeutique.

Prise en charge des parasitoses urgentes

Les myiases généralisées, tout comme les bronchopneumonies parasitaires surinfectées sont des urgences fréquentes dans les centres de sauvegarde. Leur prise en charge doit être rapide, et efficace.

Le traitement des urgences parasitaires graves commence par la stabilisation de l'animal, avec par exemple, un apport de dioxygène, de chaleur puis une réhydratation. Ensuite, un traitement symptomatique doit être mis en œuvre rapidement, ce qui ne nécessite pas de réaliser des examens complémentaires dans un premier temps. L'identification de l'espèce à l'origine d'une myiase par mise en culture avant son traitement se solderait systématiquement par la mort de l'animal. En cas d'échec du traitement symptomatique, ou lorsque l'état de l'animal le permet, des examens complémentaires peuvent être envisagés.

La thérapeutique antiparasitaire utilisée au CEDAF est exposée dans la première partie, sous partie 2.5.

Dans un certain nombre de cas, le seul traitement acceptable est l'euthanasie de l'animal. C'est le cas de myiases généralisées où les lésions internes et externes sont si étendues que l'animal n'a aucune chance de survivre.

Prise en charge des zoonoses et des maladies contagieuses

La gale et la teigne sont des maladies contagieuses, qui nécessitent un isolement de l'animal et la mise en place de mesures d'hygiène irréprochables. Ces maladies peuvent se transmettre de hérisson en hérisson, et même du hérisson à l'être humain dans le cas de la teigne. Les animaux pouvant être porteurs asymptomatiques, ils sont systématiquement hébergés dans des cages individuelles. En cas de suspicion de teigne ou de gale, des examens complémentaires doivent être mis en œuvre afin d'éviter la contamination d'autres animaux ou du personnel. Le traitement de la teigne est un traitement long et contraignant, mais efficace. Celui de la gale est relativement simple. Ainsi, rechercher l'étiologie des lésions cutanées provoquées par ces deux parasitoses permet de cibler le traitement à entreprendre et d'éviter l'augmentation du temps de séjour des hérissons, notamment en cas d'infestation concomitante par ces deux parasites.

La prise en charge des *Capillariidae*, parasites très fréquents, nécessite aussi des mesures d'hygiène très strictes car leur cycle est monoxène et les œufs résistants dans le milieu extérieur. La recontamination, ou la contamination d'autres hérissons par ce parasite est fréquente. La prévalence de ce parasite étant élevée, les cages, les écuelles et les abris de chaque hérisson doivent être strictement personnelles. En raison du risque de transmission de ce parasite à d'autres hérissons en soins, un dépistage coprologique des parasites internes au moindre symptôme, ou idéalement à l'admission est recommandé.

Prise en charge des parasitoses non urgentes

L'infestation des hérissons par les puces et les tiques est extrêmement fréquente. La diagnose précise de l'espèce d'ectoparasite n'est pas nécessaire à leur prise en charge. Les infestations massives doivent être traitées rapidement pour limiter la spoliation sanguine et l'affaiblissement subséquent de l'animal mais aussi pour limiter la contamination des locaux de la clinique qui héberge d'autres hérissons. Les infestations par un petit nombre de puces guérissent souvent spontanément dans les centres de sauvegarde (observation personnelle). En effet le cycle est court et les stades immatures ne disposent pas d'un milieu adéquat pour se développer. En cas d'infestation par les tiques, le retrait manuel de l'ensemble des tiques nécessite souvent une longue anesthésie. Le retrait manuel des tiques les plus grosses et l'utilisation d'un antiparasitaire pour les autres sont conseillés.

CONCLUSION

Ce travail se veut une synthèse des données biologiques, écologiques, parasitaires et règlementaires les plus importantes à considérer pour la prise en charge zootechnique et parasitaire des hérissons dans le cadre d'un centre de soins à la faune sauvage.

La présence de parasites tant internes qu'externes constitue une dominante pathologique des animaux admis dans les centres de sauvegarde. Les principaux parasites décrits dans la littérature chez le hérisson d'Europe sont *Archaeopsylla erinacei* (*Pulicidae*), les larves de diptères, *Pholeoixodes hexagonus*, *Ixodes ricinus* (*Ixodidae*), *Caparinia tripilis* (*Psoroptidae*), *Demodex erinacei* (*Demodecidae*), *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei* (*Arthrodermataceae*), *Eucoleus aerophilus*, *Aonchotheca erinacei*, *Crenosoma striatum*, *Physaloptera clausa* (*Nematoda*), *Brachylaemus erinacei* (*Trematoda*), *Hymenolepis erinaceus*, (*Cestoda*), *Plagiorhynchus cylindraceus*, *Nephridiorhynchus major* (*Acanthocephala*), *Cryptosporidium parvum* (*Cryptosporidiidae*), *Isospora rastegaievae*, *Eimeria* sp. et *Isospora* sp. (*Eimeriidae*).

L'étude parasitaire réalisée a permis de corroborer l'infestation fréquente des hérissons soignés au CEDAF par des arthropodes tels que *Archaeopsylla erinacei*, des larves de diptères, *Pholeoixodes hexagonus*, *Caparinia tripilis*, par un champignon, *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei*, et par des nématodes, tels que *Eucoleus aerophilus*, *Capillaria* sp., et *Crenosoma striatum*.

La prise en charge du risque parasitaire concernant les hérissons revêt deux aspects.

Le premier est celui de la prise en charge classique d'un hérisson, qui possède ses propres parasites, et une charge parasitaire élevée qui peut impacter négativement la santé de l'animal. Il s'agit alors d'une prise en charge individuelle.

Le deuxième aspect survient dans les centres de sauvegarde qui sont confrontés à l'afflux d'un grand nombre de hérissons à certaines périodes de l'année (reproduction et émancipation des jeunes, entrée en hibernation) ce qui conduit à l'hospitalisation simultanée d'un grand nombre d'individus fragilisés (âge, états nutritionnels et sanitaire). L'augmentation d'une année sur l'autre à la fois des effectifs admis au CEDAF et parfois des durées de séjour (hibernation, délais d'organisation des relâchers par les méthodes de soft-release) nécessite la mise en place de protocoles de biosécurité sophistiqués (biocompartimentation notamment), et une prise en charge médicale collective de la population hébergée. Sans cela, les échecs thérapeutiques, les rechutes, et les contaminations croisées sont à craindre. La création de lots d'animaux, hébergés dans des pièces séparées, avec du matériel dédié, la mise en place de quarantaines et de protocoles de dépistage et de déparasitage préventifs sont alors des outils qu'il faut savoir utiliser à bon escient.

BIBLIOGRAPHIE

- BAKER KP, MULCAHY R. Fleas in hedgehogs and dogs in the Dublin area. *The Veterinary Record*. 1986, **119**, 16-17.
- BARUTZKI D, SCHMID K and HEINE J. Untersuchungen über das Vorkommen von Endoparasiten beim Igel, *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*. 1984, **97**, 215-218.
- BARUTZKI D, LAUBMEIER E, and Forstner MJ. Endoparasitic infestation of wild hedgehogs and hedgehogs in human care with a contribution to therapy, *Tierärztliche Praxis*. 1987, **15**(3), 325-31.
- BECK W. Endoparasiten beim Igel, *Wiener Klinische Wochenschrift*. 2007, **119**, 40-44.
- BECK W, CLARK HH. Differential diagnosis of medically relevant flea species and their significance in dermatology. *Hautarzt*. 1997, **48**(10), 714-719.
- BECK W, SAUNDERS M, SCHUNACK B, PFISTER K. Flohbekämpfung bei wildlebenden und in menschlicher Obhut gepflegten Igel - ein Therapieansatz mit Nitenpyram (Capstar®), *Der Praktische Tierarzt*. 2005, **4**(11), 798-801.
- BEUGNET F, POLACK B, DANG H. *Atlas de coproscopie*. Kalianxis, Clichy, 2004, 277 p.
- BEXTON S, ROBINSON I *Hedgehogs In Manual of Wildlife Casualties*. British Small Animal Veterinary Association. Quedgelay. Gloucester. 2003 p 49-65.
- BORK K, HONOMICHL K, HOEDE N. Flea bites caused by *Archaeopsylla erinacei*, the hedgehog flea. *Hautarzt*. 1987, **38**(11), 690-692.
- BOUSSARIE D. Consultation du hérisson européen. *Point vétérinaire*, 2006, no 266, p 26-35.
- BROCKIE, RE. The hedgehog mange mite, *Caparinia tripilis*, in New Zealand. *New Zealand veterinary journal*. 1974, **22**(12), 243-247.
- BUNNELL, T. The incidence of disease and injury in displaced wild hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Lutra*. 2001, **44**(1), 3-14.
- BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. *Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule I, Parasitologie générale*. Imprimerie du cercle des élèves, Ecole nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons Alfort, 1991a, 75 p.
- BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. *Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule IV Entomologie vétérinaire*. Imprimerie du cercle des élèves, Ecole nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons Alfort, 1991b, 164 p.

- BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. *Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule II Protozoologie vétérinaire*. Imprimerie du cercle des élèves, Ecole nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons Alfort, 1992, 186 p.
- BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. *Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule III Helminthologie vétérinaire*. 2^{ème} ed, Imprimerie du cercle des élèves, Ecole nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons Alfort, 1995, 299 p.
- CAMPBELL PA. The feeding behavior of the hedgehog in pasture land in New Zealand. *Proceedings of the New Zealand Ecological Society*. 1973, **20**, 35-40.
- CARPENTER, JW, MASHIMA TY, RUIPIER DJ. *Exotic animal formulary*. Saunders, Saint-Louis, 2012, 724 p.
- CARLSON A. Diagnose und Therapie der Parasitosen der Igel. *Der Praktische Tierarzt*. 1980, **62**, 73-75.
- CARLSON A. Der Igel in der tierärztliche Praxis. *Der Praktische Tierarzt*. 1990, **71**(10), 31-35.
- CASANOVA JC, RIBAS A. Description of *Brachylecithum mackoi* n. sp. (Digenea : *Dicrocoeliidae*) from the European hedgehog, *Erinaceus europaeus* (Insectivora : *Erinaceidae*). *Journal of Parasitology*. 2004, **90**, 793-796.
- CHERMETTE R. Rôle des animaux de compagnie dans la dispersion des zoonoses d'origine parasitaire. *Rev. sci. tech. Off. int. Epiz.* 1991, 693-732.
- CHERMETTE R, BUSSIÉRAS J. *Abrégé de parasitologie vétérinaire, fascicule V Mycologie vétérinaire*. Imprimerie du cercle des élèves, Ecole nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, 1993, 180 p.
- CHIH-WEI H, PEI-LUN S, YU-HUNG W. *Trichophyton erinacei* Infection from a Hedgehog: A Case Report from Taiwan. *Mycopathologia*. 2010, **170**(6), 417-421.
- CLARK F. Fleas (Siphonaptera) of Leicestershire and Rutland (VC55). *Leicestershire Entomological Society Occasional Publication Series*. 2006, **22**, 1-10.
- COMBET C. Pratique de la prise en charge de la faune sauvage de France métropolitaine par le vétérinaire praticien. Thèse Méd. Vét., Alfort 2009, 223 p.
- CONSEIL DE L'EUROPE. Convention relative à la conservation de la vie sauvage et du milieu naturel de l'Europe. Berne, 1979.
- DO-YOUNG R, MYOUNG-SHIN K, SUNG-EUN C, MI-WOO L, JEE-HO C, KEE-CHAN M, *et al*. A case of tinea manuum caused by *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei*: the first isolation in Korea. *Mycoses*. 2009, **52**(3), 287-290.
- DONNELLY TM, RUSH EM, LACKNEG PA. Ringworm in Small Exotic Pets. *Seminars of avian and exotic pet medicine*. 2000, **9**(2), 82-93.

- DOWDING CV, HARRIS S, POULTON S, BAKER PJ. Nocturnal ranging behaviour of urban hedgehogs, *Erinaceus europaeus*, in relation to risk and reward. *Animal Behaviour*. 2010, **80**, 13-21.
- DYACHENKO V, KUHNER Y, SCHMAESCHKE R, ETZOLD M, PANTCHEV N, DAUGSCHIES A. Occurrence and molecular characterization of *Cryptosporidium* spp. genotypes in European hedgehogs (*Erinaceus europaeus* L.) in Germany. *Parasitology*. 2010, **137**(2), 205-216.
- ENEMARK HL, AHRENS P, JUEL CD, PETERSEN E, PETERSEN RF, ANDERSEN JS, *et al.* Molecular characterization of Danish *Cryptosporidium parvum* isolates. *Parasitology*. 2002, **125**, 331-341.
- ENGLISH MP, MORRIS P. *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei* in hedgehog nests. *Sabouraudia*. 1969, **7**(2), 118-21.
- FISHER M, BECK W, HUTCHINSON MJ. Efficacy and Safety of Selamectin Stronghold®/Revolution™ Used Off-Label in Exotic Pets. *Intern J Appl Res Vet Med*. 2007, **5**(3), 87-96.
- FROST DR, WOZENCRAFT WC, HOFFMANN RS. Phylogenetic relationships of hedgehogs and gymnures (*Mammalia:Insectivora: Erinaceidae*). *Smithsonian Contributions to Zoology*. 1991, **518**, 1-69.
- GILLES J, JUST FT, SILAGHI C, PRADEL I, PASSOS LMF, LENGAUER H *et al.* Rickettsia felis in fleas, Germany. *Emerging Infectious Diseases*. 2008, **14**, 1294-1296.
- GORGANI T, NAEM S, FARSHID AA *et* OTRANTO D. Scanning electron microscopy observations of the hedgehog stomach worm, *Physaloptera clausa* (*Spirurida: Physalopteridae*), *Parasites & Vectors*. 2013, **6**(1), 87.
- HAIGH AJ. The ecology of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in rural Ireland. Ph.D. Thesis, University College of Cork, Cork. 2011, 309 p.
- HAIGH A, O'RIORDAN RM, BUTLER F. Nesting behaviour and seasonal body mass changes in a rural Irish population of the Western hedgehog (*Erinaceus europaeus*). *Acta Theriologica*. 2012, **57**(4), 321-331.
- HEATH ACG, RUSH-MUNRO RM, RUTHERFORD DM. The hedgehog: a new host record for *Notoedres muris* (Acari: Sarcoptidae). *New Zealand Entomologist*. 1971, **5**, 100-103.
- HISRT S. *Studies on acari. N°1 The Genus Demodex, Owen*. British museum (natural history). London.1919, 41 p.
- IUCN. International Union for Conservation of Nature) 2008. *Erinaceus europaeus*. In: IUCN 2013. IUCN Red List of Threatened Species. [en ligne] Version 2013.2. [<http://maps.iucnredlist.org/map.html?id=29650>] (Consulté le 7/12/13)

- JACKSON DB. Waders, hedgehog and machair : research and conservation lessons from the outer Hebrides. *Wader Study Group Bull.* 2003, **100**, 14-19.
- JENSEN AB. Overwintering of European hedgehogs *Erinaceus europaeus* in a Danish rural area. *Acta Theriologica.* 2004, **49**(2), 145-155.
- JONES C, MOSS K, SANDERS M. Diet of the hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) in the upper Waitaki basin, New Zealand: implication for conservation. *New Zealand Journal of Ecology.* 2005, **29**, 29-35.
- JORF : Ministère de l'écologie, du développement durable et de l'énergie, Arrêté du 15 septembre 2012 modifiant l'arrêté du 23 avril 2007 fixant la liste des mammifères terrestres protégés sur l'ensemble du territoire et les modalités de leur protection , JORF n°0233 du 6 octobre 2012 , page 15634.
- JOURDE P. *Le hérisson d'Europe.* Delachaux et Niestlé SA, Paris, 2008, 207 p.
- KEYMER IF, GIBSON EA, REYNOLDS DJ. Zoonoses and other findings in hedgehogs (*Erinaceus europaeus*): a survey of mortality and review of the literature. *Veterinary Record.* 1991, **128**(11), 245-249.
- KIM DH, OH DS, AHN KS, SHIN SS. An Outbreak of *Caparinia tripilis* in a Colony of African Pygmy Hedgehogs (*Atelerix albiventris*) from Korea. *The Korean journal of parasitology.* 2012, **50**(2), 151-156.
- LÄMMLER G, SAUPE E. Infektionsversuche mit dem Lungenwurm des Igel *Crenosoma striatum* (Zeder, 1800), *Zeitschrift für Parasitenkunde.* 1968, **31**, 87-100.
- LE BARZIC C. Prise en charge des jeunes mammifères de la faune sauvage européenne dans les centres de soins Français. Thèse Méd. Vét., Alfort 2013, 260 p.
- LECOINTRE G, LE GUYADER H. *Classification phylogénétique du vivant.* 3^e ed. Belin, Paris, 2001, pp 443-444.
- LIEBISCH A, WALTER G. Untersuchungen von Zecken bei Haus- und Wildtieren in Deutschland: Zum Vorkommen und zur Biologie der Igelzecke (*Ixodes hexagonus*) und der Fuchszecke (*Ixodes canisuga*), *Deutsche Tierärztliche Wochenschrift.* 1986, **93**, 447-450.
- LIESEGANG A, LEHMANN MC. Häufigkeit von Krankheit und Abgangsursachen bei Igel, *Schweizer Archiv für Tierheilkunde.* 2003, **145**, 589-591.
- LINNE C. *Systema naturæ per regna tria naturæ, secundum classes, ordines, genera, species,...* Larentii Salvii. Dixième réédition. Tome 1. 1758, p 52.
- LISITSYNA O. Morphological Variability of *Plagiorhynchus* (*Prosthorhynchus*) *Cylindræus* (*Acanthocephala*, *Plagiorhynchidae*) and Its Importance in Assessment of Taxonomy Structure of the Subgenus. *Vestnik Zoologii.* 2010, **44**(6), 533-542.
- MAJEED SK, MORRIS PA, COOPER JE. Occurrence of the lungworms *Capillaria* and *Crenosoma* spp. in British hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *J Comp Pathol.* 1989, **100**(1), 27-36.

- MCDONALD ME. *Key to Acanthocephala Reported in Waterfowl*. United States Department of the Interior, Fish and Wildlife Service ; Resource publication. Washington, D.C. 1988, n°173, 1-52.
- MEHLHORN H. *Encyclopedic Reference of Parasitology, Biology, Structure, Function*. 2nd ed. Springer-Verlag. Berlin, Heidelberg , New York. 2001, 676 p.
- MENNESSIER K. Mode de vie et alimentation du hérisson (*Erinaceus europaeus*). Thèse Méd. Vét., Toulouse, 2013, 83 p.
- MIZGAJSKA-WIKTOR H, JAROSZ W, PIŁACIŃSKA B, DZIEMIAN S. Helminths of hedgehogs, *Erinaceus europaeus* and *E. roumanicus* from Poznań region, Poland – coprological study. *Wiadomooci Parazytologiczne*. 2010, **56**(4), 329–332.
- MOLINA-LÓPEZ RA, ADELANTADO C, AROSEMENA EL, OBÓN E, DARWICH L, CALVO MA. Integument Mycobiota of Wild European Hedgehogs (*Erinaceus europaeus*) from Catalonia, Spain. *ISRN Microbiology*. 2012, N°2012, 1-5.
- MOLONY SE, DOWDING CV, BAKER PJ, CUTHILL IC, HARRIS S. The effect of translocation and temporary captivity on wildlife rehabilitation success: An experimental study using European hedgehogs (*Erinaceus europaeus*). *Biological conservation*. 2006, **130**, 530-537.
- MORRIS B. Some observations on the breeding season of the hedgehog and the rearing and handling of the young. *Proceedings of the Zoological Society of London*. 1961, **136**(2), 201–206.
- MORRIS P, BERTHOUD G. *La vie du hérisson*. 2e éd, Delachaux et Niestlé. 2002, 1-127.
- MORRIS P, ENGLISH MP. *Trichophyton mentagrophytes var. erinacei* in British hedgehogs. *Sabouraudia*. 1969, **7**(2), 122–128.
- MOSS K, SANDERS M. Advances in New Zealand mammalogy 1990-2000: Hedgehog. *Journal of the Royal Society of New Zealand*. 2001, **31**, 31-42.
- NIELSEN SA, NIELSEN BO, WALHOVD H. Bowfly myiasis (*Diptera: Calliphoridae, Sarcophagidae*) in the hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.). *Ent Meddr*. 1978, **46**, 92-94.
- PANTCHEV N, GLOBOKAR-VRHOVEC M AND BECK W. Endoparasitosen bei Kleinsäugetern aus privater Haltung und Igel. Labordiagnostische Befunde der koprologischen, serologischen und Urinuntersuchung (2002-2004), *Tierärztliche Praxis*. 2005, **33**, 296-306.
- PÉREZ-EID C. *Les tiques : identification, biologie, importance médicale et vétérinaire*. Ed Lavoisier, Paris, 2007, 316p.
- PFÄFFLE MP. Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). Thèse pour le doctorat en sciences naturelles, Karlsruher Institut für Technologie (KIT) – Universitätsbereich. 2010, 254 p.

- PFÄFFLE M, PETNEY T, ELGAS M, SKUBALLA J, TARASCHEWSKI H. Tick-induced blood loss leads to regenerative anaemia in the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*), *Parasitology*. 2009, **136**, 443-452.
- PLATEL R, MEUNIER FJ, RIDET JM, VIEILLOT H. *Zoologie des cordés*. ed ellipses, Paris, 1991, 222 p.
- POGLAYEN G, GIANNETTO S, SCALA A, GARIPPA G, CAPAELLI G, SCARAVELLI D, *et al.* Helminths of the hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in three areas of Italy. *The Veterinary Record*. 2003, **152**, 22–24.
- PROKOPIC J, VLCEK M, STERBA J. Adiaspiromycosis in small mammals in large capacity pigsties in the Trebon basin. *Veterinarni Medicina (Praha)*. 1981, 26, 85-93.
- RIBER AB. Habitat use and behaviour of European hedgehog *Erinaceus europaeus* in a Danish rural area. *Acta Theriologica*. 2006, **51**(4), 363-371.
- SABOUREAU M, DUTOURNÉ B. The reproductive cycle in the male hedgehog (*Erinaceus europaeus* L.): a study of endocrine and exocrine testicular functions. *Reprod Nutr Dev*. 1981, **21**(1), 109-26.
- SAUPE E. Die Parasitosen des Igels und ihre Behandlung. *Der Praktische Tierarzt*. 1988, **12**, 49-54.
- SCHAUDER S, KIRSCH-NIETZKI M, WEGENER S, SWITZER E, QADRIPUR SA. Von Igel auf Menschen. *Der Hautarzt*. 2007, **58**(1), 62-67.
- SCHÜTZE, HR. Nachweis, Vorkommen, Entwicklung und Behandlung wichtiger Parasiten des Igels (*Erinaceus europaeus*). *Praktische Tierarzt*. 1980, **61**, 142-146.
- SÉGUY E. *Faune de France – Insectes ectoparasites (Mallophages, Anoploure, Siphonaptères)*. Fédération Française des sociétés de sciences naturelles. Office central de faunistique. Paris. 1944, 684 p.
- SEIXAS F, TRAVASSOS P, PINTO ML, PIRES I, PIRES MA. Pulmonary adiaspiromycosis in a European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Portugal. *The Veterinary Record*. 2006, **158**, 274-275.
- SHANAHAN DF, MATHIEU R, AND SEDDON PJ. Fine-scale movement of the European hedgehog: an application of spool-and-thread tracking. *New Zealand Journal of Ecology*. 2007, **31**(2), 160-168.
- SILAGHI C, SKUBALLA J, THIEL C, PFISTER K, PETNEY T, PFÄFFLE M, *et al.* The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) – A suitable reservoir for variants of *Anaplasma phagocytophilum*? *Ticks and Tick-borne Diseases*. 2012, **3**(1), 49-54.
- SKUBALLA J, OEHME R, HARTELT K, PETNEY T, BÜCHER T, KIMMIG P, *et al.* European Hedgehogs as Hosts for *Borrelia spp.*, Germany, *Emerging Infectious Diseases*. 2007, **13**(6), 952-953.

- SKUBALLA J, TARASCHEWSKI H, PETNEY TN, PFÄFFLE M, SMALES LR. The avian acanthocephalan *Plagiorhynchus cylindraceus* (*Palaeacanthocephala*) parasitizing the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in Europe and New Zealand. *Parasitol Res.* 2010, **106**(2), 431-437.
- STOCKER, L. *Practical Wildlife Care*. Blackwell Publishing, Oxford, 2000, 288 p.
- STURDEE AP, CHALMERS RM and BULL SA. Detection of *Cryptosporidium* oocysts in wild mammals of mainland Britain, *Veterinary Parasitology*. 1999, **80**, 273-280.
- SWEATMAN GK. Parasitic mites of non-domesticated animals in New Zealand. *New Zealand entomologist*. 1962, **3**(1), 15-23.
- TADMOR A, RAUCHBACH K. Zum Vorkommen von Räude beim Igel [*Erinaceus europaeus* (Linné)], *Berliner und Münchener Tierärztliche Wochenschrift*. 1972, **11**, 214.
- TENQUIST JD, CHARLESTON WAG. A revision of the annotated checklist of ectoparasites of terrestrial mammals in New Zealand. *Journal of The Royal Society of New Zealand*. 2001, **31**(3), 481-542.
- TIMME A. Krankheits- und Todesursachen beim Igel (*Erinaceus europaeus* L.) Sektionsfälle 1975 bis 1979, *Der Praktische Tierarzt*. 1980, **9**, 744-746.
- TOUTOUNGI LN, GERN L, AESCHLIMANN A. Biology of *Ixodes* (*Pholeoixodes*) *hexagonus* under laboratory conditions. Part II. Effect of mating on feeding and fecundity of females, *Experimental & Applied Acarology*. 1995, **19**, 233–245.
- VISSER M, REHBIEN S, WIEDEMANN C. Species of Flea (*Siphonaptera*) Infesting Pets and Hedgehogs in Germany. *J. Vet. Med.* 2001, **48**, 197-202.
- WALL R, SHEARER D. *Veterinary Ectoparasites, biology pathology and control*, 2th edition, Blackwell. 2001, 262 p.
- WALTER G. The seasonal dynamics and biology of *Ixodes trianguliceps*, Birula 1895 (*Ixodoidea, Ixodidae*) in northern Germany, *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*. 1981, **92**, 433-440.
- WARD AI, TOLHURST BA, DELAHAY RJ. Farm husbandry and the risks of disease transmission between wild and domestic mammals: a brief review focusing on bovine tuberculosis in badgers and cattle, *Animal Science*. 2006, **82**, 767-773.
- WROOT AJ. Feeding ecology of the European hedgehog, *Erinaceus europaeus*. Ph.D. Thesis, University of London. London, 1984.
- YALDEN DW. The food of the hedgehog in England. *Acta theriologica*. 1976, **30**, 401-424.

➤ ANNEXES

Annexe 1. Spécialités employées au CEDAF

- acétylcystéine : Mucomystendo ® 1 g/5mL, solution pour instillation, Bristol Myers Squibb.
- énilconazole : Clinafarm ® solution désinfectante, Janssens-Cilag.
- énilconazole : Imaveral ®, 100 mg/mL, solution cutanée, Janssens-Cilag.
- fenbendazole : Panacur ® 2,5 %, suspension buvable, Intervet.
- fipronil : Frontline ® 2,5 mg/mL, Spray pompe 0,5mL, Merial.
- goménol : Gomenol soluble ® 82,5 mg/5 mL, Solution pour aérosol, Gomenol.
- itraconazole : Itrafungol ® 10 mg/mL Solution orale, Janssens-Cilag.
- ivermectine : Ivomec ® 1 % solution injectable, Merial.
- lévamisole : Lévisole ®, 100 mg/mL, solution injectable, Noe.
- oxfendazole : Dolthene ® Chiens 22,65 mg/mL, suspension orale, Merial.
- toltrazuril : Baycox ® 2,5 %, solution buvable, Bayer.

Annexe 2. Fiche technique : installer seul un hérisson en cage et assurer son entretien au quotidien



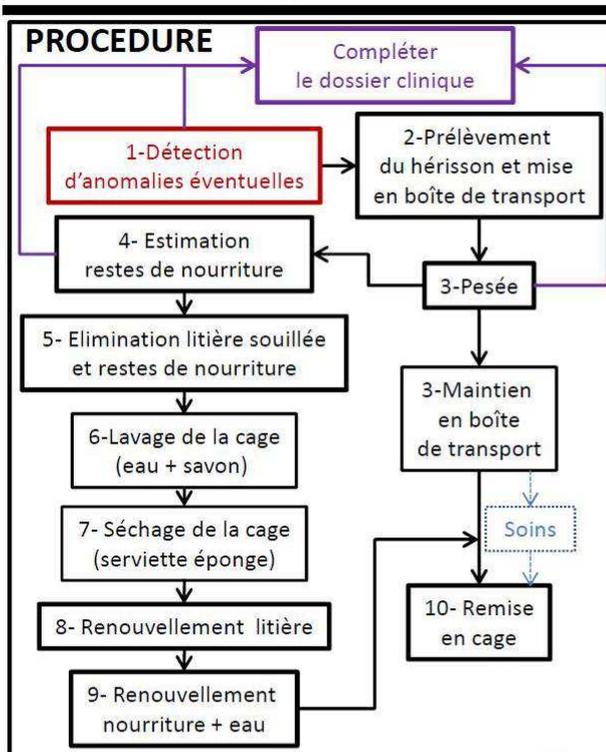
FICHE D-05
© CEDAF 2013



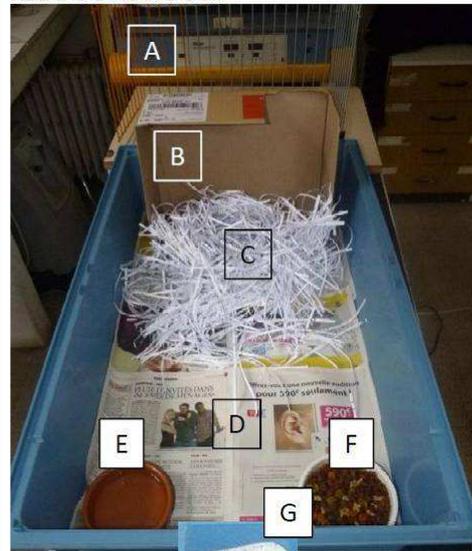
SAVOIR FAIRE : INSTALLER SEUL UN HERISSON EN CAGE ET ASSURER SON ENTRETIEN AU QUOTIDIEN

OBJECTIFS

- Réaliser un compromis acceptable entre confort minimal du hérisson confiné dans un espace restreint et facilité de capture quotidienne
- Renouveler quotidiennement eau et alimentation
- Assurer chaque jour une hygiène minimale de l'environnement
- Minimiser le stress de la détention
- Eviter toute aggravation de l'état de l'animal



ILLUSTRATION



- A-Couvercle de la cage avant fermeture
- B- Boîte à nid à rabattre
- C- Litière de journal découpée en lanières (nid)
- D- Fond de cage : 2 feuilles de papier journal suffisent
- E- Emplacement de l'abreuvoir
- F- Emplacement de la gamelle d'aliment
- G- Numéro de l'animal

A NOTER

- Le hérisson doit avoir un minimum d'espace pour se déplacer*
- Changer de récipient s'ils se renversent
- Contrôler la disponibilité en eau et la fermeture de la cage avant de partir

*sauf recommandation expresse d'un responsable

- Ne pas changer les récipients attribués à une cage*
- Ne pas regrouper les hérissons dans une même cage*

LES PRINCIPAUX PARASITES DES HÉRISSENS D'EUROPE (*Erinaceus europaeus*) ADMIS AU CENTRE DE SAUVEGARDE DE LA FAUNE SAUVAGE D'ALFORT (CEDAF)

NOM et Prénom : BERTHÉVAS Gaël

Résumé

Le hérisson d'Europe (*Erinaceus europaeus*, *Erinaceidae*) est une espèce protégée répandue en Europe. Cet animal nocturne, principalement insectivore, qui hiberne en hiver, a le dos recouvert de piquants et se met en boule au moindre danger. C'est le mammifère le plus fréquemment admis au CEDAF. Le parcours classique d'un hérisson au CEDAF comprend un examen clinique, une période de soins et/ou d'élevage, une phase de réhabilitation et un relâcher progressif dans la nature. La présence de parasites tant internes qu'externes constitue une dominante pathologique des animaux admis dans les centres de sauvegarde. L'étude des dossiers cliniques de 272 hérissons admis au CEDAF entre 2009 et 2011 a permis de corroborer l'infestation fréquente des hérissons soignés au CEDAF par des parasites tels que *Archaeopsylla erinacei*, des larves de diptères, *Phlebotomus hexagonus*, *Caparinia tripilis*, *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei*, *Eucoleus aerophilus*, *Capillaria* sp., et *Crenosoma striatum*. Ces parasites ont été mis en évidence par l'intermédiaire d'examens cliniques et microscopiques, de coproscopies par flottation ou par la méthode de Baermann, d'autopsies, de cultures mycologiques et de lavages broncho-alvéolaires. Ce travail présente la biologie du hérisson, une monographie des principaux parasites rencontrés, une description de la population de hérissons accueillis au CEDAF entre 2009 et 2011 et leur prise en charge.

Mots clés :

**BIOLOGIE / EXAMEN CLINIQUE / PARASITE / COPROLOGIE / ESPECE
PROTEGEE / PETIT MAMMIFERE / HERISSON / HERISSON D'EUROPE /
Erinaceus europaeus / CENTRE DE SAUVEGARDE / CEDAF.**

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Dr ARNÉ Pascal

Assesseur : Dr POLACK Bruno

A STUDY OF THE PRINCIPAL PARASITES FOUND IN EUROPEAN HEDGEHOGS (*Erinaceus europaeus*) ADMITTED TO THE WILDLIFE RESCUE CENTRE AT ALFORT (CEDAF)

SURNAME: BERTHÉVAS

Given name: Gaël

Summary

The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*, *Erinaceidae*) is a protected species found throughout Europe. It is a nocturnal animal which is mainly insectivorous and hibernates in the winter. Its back is covered by spines and it protects itself by rolling itself into a ball at the first sign of danger. It is the most frequently admitted mammal to the CEDAF. The usual path followed by hedgehogs admitted to the CEDAF is: clinical examination, a period of treatment and/or rearing, a rehabilitation phase and the gradual release of the animal back into the wild. The presence of both internal and external parasites is a dominant pathology of animals admitted to a rescue centre. An analysis of 272 clinical files from hedgehogs admitted to the CEDAF between 2009 to 2011 indicated that the parasite infestations the most frequently observed were *Archaeopsylla erinacei*, diptera larvae, *Phlebotomus hexagonus*, *Caparinia tripilis*, *Trichophyton mentagrophytes* var. *erinacei*, *Eucoleus aerophilus*, *Capillaria* sp., and *Crenosoma striatum*. The parasites were identified by clinical and microscopic examinations, coproscopy by flotation or by the Baermann method, autopsies, mycological cultures and bronchoalveolar washes. This thesis includes an outline of hedgehog biology, a monograph of the principal parasites encountered, a description of the hedgehog population admitted to the CEDAF (2009-2011) and how they were treated.

**Keywords: BIOLOGY / CLINICAL EXAMINATION / PARASITE / COPROLOGY /
PROTECTED SPECIE / SMALL MAMMAL / HEDGEHOG / EUROPEAN
HEDGEHOG / *Erinaceus europaeus* / RESCUE CENTRE / CEDAF.**

Jury:

President: Pr.

Director: Dr ARNÉ Pascal

Assessor: Dr POLACK Bruno