

Année 2015

**LE RENNE (*RANGIFER TARANDUS*) EN
FRANCE : MODALITÉS DE LA CONDUITE
D'ÉLEVAGE ET PARAMÈTRES
PHYSIOLOGIQUES**

THÈSE

Pour le

DOCTORAT VÉTÉRINAIRE

Présentée et soutenue publiquement devant

LA FACULTÉ DE MÉDECINE DE CRÉTEIL

Le 17 décembre 2015

par

Delphine, Lucienne, Yvonne, Marie COUDRAY

Née le 6 janvier 1992 à Évry (Essonne)

JURY

Président : Pr.

Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL

Membres

Directeur : Mr Yves MILLEMANN

Professeur à l'ENVA

Assesseur : Mr Andrew PONTER

Professeur 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, CHERMETTE René, CLERC Bernard, CRESPEAU François, M. COURREAU Jean-François, DEPUTTE Bertrand, MOUTHON Gilbert, MILHAUD Guy, POUCHÉLON Jean-Louis, ROZIER Jacques.

DEPARTEMENT D'ELEVAGE ET DE PATHOLOGIE DES EQUIDES ET DES CARNIVORES (DEPEC)
 Chef du département : M. GRANDJEAN Dominique, Professeur - Adjoint : M. BLOT Stéphane, Professeur

UNITE DE CARDIOLOGIE - Mme CHETBOUL Valérie, Professeur * - Mme GKOUNI Vassilid, Praticien hospitalier - Mme SECHI-TREHOU Emilie, Praticien hospitalier UNITE DE CLINIQUE EQUINE - M. AUDIGIE Fabrice, Professeur - Mme BERTONI Léila, Maître de conférences contractuel - Mme BOURZAC Céline, Maître de conférences contractuel - M. DENOIX Jean-Marie, Professeur - Mme GIRAUDET Aude, Praticien hospitalier * - Mme MESPOULHES-RIVIERE Céline, Praticien hospitalier - Mme TRACHSEL Dagmar, Praticien hospitalier UNITE D'IMAGERIE MEDICALE - Mme PEY Pascaline, Maître de conférences contractuel - Mme STAMBOULI Fouzia, Praticien hospitalier UNITE DE MEDECINE - M. AGUILAR Pablo, Praticien hospitalier - Mme BENCHEKROUN Ghita, Maître de conférences - M. BLOT Stéphane, Professeur * - M. CAMPOS Miguel, Maître de conférences associé - Mme FREICHE-LEGROS Valérie, Praticien hospitalier - Mme MAUREY-GUENEC Christelle, Maître de conférences UNITE DE MEDECINE DE L'ELEVAGE ET DU SPORT - Mme CLERO Delphine, Maître de conférences contractuel - M. FONTBONNE Alain, Maître de conférences - M. GRANDJEAN Dominique, Professeur * - Mme MAENHOUDT Cindy, Praticien hospitalier - M. NUDELMANN Nicolas, Maître de conférences	DISCIPLINE : NUTRITION-ALIMENTATION - M. PARAGON Bernard, Professeur DISCIPLINE : OPHTALMOLOGIE - Mme CHAHORY Sabine, Maître de conférences UNITE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES - M. BLAGA Radu Gheorghe, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Mme COCHET-FAIVRE Noëlle, Praticien hospitalier - M. GUILLOT Jacques, Professeur * - Mme MARGNAC Geneviève, Maître de conférences - M. POLACK Bruno, Maître de conférences - Mme RISCO CASTILLO Verónica, Maître de conférences (rattachée au DSBP) UNITE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE - M. FAYOLLE Pascal, Professeur - M. MAILHAC Jean-Marie, Maître de conférences - M. MANASSERD Mathieu, Maître de conférences - M. MOISSONNIER Pierre, Professeur - Mme VIATEAU-DUVAL Véronique, Professeur * - M. ZILBERSTEIN Luca, Maître de conférences DISCIPLINE : URGENCE SOINS INTENSIFS - Mme STEBLAJ Barbara, Praticien Hospitalier DISCIPLINE : NOUVEAUX ANIMAUX DE COMPAGNIE - M. PIGNON Charly, Praticien hospitalier
--	--

DEPARTEMENT DES PRODUCTIONS ANIMALES ET DE LA SANTE PUBLIQUE (DPASP)
 Chef du département : M. MILLEMANN Yves, Professeur - Adjoint : Mme DUFOR Barbara, Professeur

UNITE D'HYGIENE QUALITE ET SECURITE DES ALIMENTS - M. AUGUSTIN Jean-Christophe, Professeur - M. BOLHOT François, Maître de conférences * - M. CARLIER Vincent, Professeur UNITE DES MALADIES CONTAGIEUSES - Mme DUFOR Barbara, Professeur * - Mme HADDAD/HOANG-XUAN Nadia, Professeur - Mme PRAUD Anne, Maître de conférences - Mme RIVIERE Julie, Maître de conférences contractuel UNITE DE PATHOLOGIE DES ANIMAUX DE PRODUCTION - M. ADJOU Karim, Maître de conférences * - M. BELBIS Guillaume, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - M. MILLEMANN Yves, Professeur - Mme RAVARY-PLUMBOEN Béatrice, Maître de conférences - Mme ROUANNE Sophie, Praticien hospitalier	UNITE DE REPRODUCTION ANIMALE - Mme CONSTANT Fabienne, Maître de conférences* - M. DESBOIS Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Mme MASSE-MOREL Gaëlle, Maître de conférences contractuel - M. MAUFFRE Vincent, Assistant d'enseignement et de recherche contractuel - Mme EL BAY Sarah, Praticien hospitalier UNITE DE ZOOTECHNIE, ECONOMIE RURALE - M. ARNE Pascal, Maître de conférences - M. BOSSE Philippe, Professeur* - Mme DE PAULA REIS Alline, Maître de conférences contractuel - Mme GRIMARD-BALLIF Bénédicte, Professeur - Mme LEROY-BARASSIN Isabelle, Maître de conférences - M. PONTER Andrew, Professeur - Mme WOLGUST Valérie, Praticien hospitalier
---	--

DEPARTEMENT DES SCIENCES BIOLOGIQUES ET PHARMACEUTIQUES (DSBP)
 Chef du département : M. CHATEAU Henry, Professeur - Adjoint : Mme PILOT-STORCK Fanny, Maître de conférences

UNITE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES - M. CHATEAU Henry, Professeur* - Mme CREVIER-DENOIX Nathalie, Professeur - M. DEGUEURCE Christophe, Professeur - Mme ROBERT Céline, Maître de conférences UNITE DE BACTERIOLOGIE, IMMUNOLOGIE, VIROLOGIE - M. BOULOUIS Henri-Jean, Professeur* - Mme LE PODER Sophie, Maître de conférences - Mme LE ROUX Delphine, Maître de conférences - Mme QUINTIN-COLONNA Françoise, Professeur UNITE DE BIOCHIMIE - M. BELLIER Sylvain, Maître de conférences* - Mme LAGRANGE Isabelle, Praticien hospitalier - M. MICHAUX Jean-Michel, Maître de conférences DISCIPLINE : EDUCATION PHYSIQUE ET SPORTIVE - M. PHILIPS Pascal, Professeur certifié DISCIPLINE : ETHOLOGIE - Mme GILBERT Caroline, Maître de conférences UNITE DE GENETIQUE MEDICALE ET MOLECULAIRE - Mme ABITBOL Marie, Maître de conférences - M. PANTHIER Jean-Jacques, Professeur*	UNITE D'HISTOLOGIE, ANATOMIE PATHOLOGIQUE - Mme CORDONNIER-LEFORT Nathalie, Maître de conférences* - M. FONTAINE Jean-Jacques, Professeur - Mme LALOY Eve, Maître de conférences contractuel - M. REYES GOMEZ Edouard, Maître de conférences UNITE DE MANAGEMENT, COMMUNICATION, OUTILS SCIENTIFIQUES - Mme CONAN Muriel, Professeur certifié (Anglais) - M. DESQUILBET Loïc, Maître de conférences (Biostatistiques, épidémiologie) - Mme FOURNEL Christelle, Maître de conférences contractuel (Gestion et management) UNITE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE - Mme ENRIQUEZ Brigitte, Professeur - M. PERROT Sébastien, Maître de conférences - M. TISSIER Renaud, Professeur* UNITE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE - Mme COMBRISON Hélène, Professeur - Mme PILOT-STORCK Fanny, Maître de conférences - M. TIRET Laurent, Professeur *
--	--

* responsable d'unité

REMERCIEMENTS

Au professeur

Professeur de la faculté de Médecine de Créteil

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.
Hommage respectueux.

À Monsieur Yves MILLEMANN

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Qui nous a fait l'honneur d'accepter de diriger cette thèse.
Mes sincères remerciements.

À Monsieur Andrew PONTER

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort

Qui nous a fait l'honneur d'accepter de participer à cette thèse en tant qu'assesseur.
Mes sincères remerciements.

À Frédéric et Anne-Lise Dubray,
À Thierry Hiniger et l'équipe de l'Auberge du Schantzwasen,
À la famille Béridon,
À Francis Garçon et Mélody,
À Jean-Marie Muffat Es Jacques,
À Vincent Humbert,

Pour votre accueil, pour m'avoir aidée dans la réalisation de cette étude en répondant à mes questions, pour les photographies que j'ai pu prendre et pour votre organisation afin que je puisse manipuler vos rennes.

Au Parc Animalier de la Ferme d'Eden,
Au Parc Zoologique et Botanique de Mulhouse,
Au Parc Animalier de Sainte Croix,
Au Parc Animalier d'Ecouvès,
Au Parc Animalier d'Auvergne,
Au Parc Pédagogique de Saint Nectaire,

Pour votre participation et votre aide dans la réalisation de cette étude.

Au Docteur Michel Rey,
Au Docteur Caroline Fédry,
Au Docteur Philippe Jacquemain,

Pour votre aide dans la réalisation de ma thèse et vos conseils.

À ma famille et à mes amis, pour votre soutien.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES FIGURES	5
TABLE DES TABLEAUX	7
TABLE DES ABRÉVIATIONS	8
INTRODUCTION	9
PREMIÈRE PARTIE : LE RENNE DANS L'AIRE DE RÉPARTITION TRADITIONNELLE	11
I.1 - Présentation de l'espèce Rangifer tarandus	11
I.1.1 - Taxonomie	11
I.1.2 – Répartition dans le monde	11
I.1.3 – Particularités morphologiques	12
I.2 – Organisation de l'élevage	15
I.2.1 – Domestication du renne et répartition actuelle de l'élevage	15
I.2.2 – Conduite d'élevage	16
I.2.3 – Utilisations	17
I.2.3.1 – Production de viande	17
I.2.3.2 – Production de lait	18
I.2.3.3 – Production de peau, de bois et de velours	18
I.2.3.4 – Tourisme et loisirs	19
I.3 – Alimentation	19
I.3.1 – Système digestif	19
I.3.2 - Alimentation en milieu naturel	20
I.3.2.1 - Composition du régime alimentaire selon les saisons	20
I.3.2.2 – Adaptations physiologiques à un régime alimentaire variable	21
I.3.3 – Alimentation dans le cadre de l'élevage	24
I.4 – Reproduction	26
I.4.1 – Cycle de reproduction	26
I.4.2 – Gestation	28
I.4.3 – Diagnostic de gestation	29
I.4.5 – Facteurs influençant la reproduction	32
I.4.6 – Mise-bas	33
I.4.7 – Lactation	33
I.5 – Paramètres physiologiques	34
I.5.1 – Température	34
I.5.2 – Fréquence cardiaque	34
I.5.3 – Paramètres sanguins	37
I.6 – Pathologie	41
I.6.1 – Affections parasitaires	41
I.6.1.1 – Entomoses et acarioses	41
I.6.1.2 - Helminthoses	43
I.6.1.3 - Mycoses	45

I.6.1.4 - Protozooses	46
I.6.1.5 – Anti-parasitaires	47
I.6.2 – Affections bactériennes	48
I.6.2.1 – Bactéries entéropathogènes : <i>Campylobacter spp.</i> , <i>Enterococcus spp.</i> , <i>Escherichia coli</i> , <i>Salmonella spp.</i> et <i>Yersinia spp.</i>	48
I.6.2.2 – Brucellose	48
I.6.2.3 – Clostridioses	49
I.6.2.4 – Ehrlichiose et maladie de Lyme	49
I.6.2.5 - Kératoconjonctivite infectieuse	50
I.6.2.6 - Affections podales : piétin et nécrobacillose	51
I.6.2.7 - Listériose	52
I.6.2.8 – Mycoplasmoses	52
I.6.2.9 – Paratuberculose	53
I.6.2.10 – Pasteurellose	53
I.6.3 – Affections virales	54
I.6.3.1 - Alphaherpesviroses	54
I.6.3.2 – Fièvre aphteuse	55
I.6.3.3 – Fièvre catarrhale maligne	55
I.6.3.4 – Fièvre catarrhale ovine	56
I.6.3.5 – Fièvre de West Nile	56
I.6.3.7 – Parapoxviroses	56
I.6.3.8 – Pestiviroses	57
I.6.3.9 – Rage	57
I.6.4 – Maladies dues à des agents transmissibles non conventionnels	58
I.6.5 – Maladies liées à l'alimentation	58
I.6.5.1 – Malnutrition hivernale	58
I.6.5.2 – Le syndrome de l' « abdomen humide » (<i>wet belly syndrome</i>)	59
I.6.5.3 – Acidose lactique aiguë	60
I.6.5.4 – Fourbure	60
I.7 – Contention	61
I.7.1 – Contention physique	61
I.7.2 – Contention chimique	62
DEUXIÈME PARTIE : ENQUÊTE DESCRIPTIVE, MODALITÉS DE L'ÉLEVAGE DU RENNE EN FRANCE	65
II.1 – Description de l'enquête et des méthodes d'études	65
II.1.1 – Situation actuelle du sujet	65
II.1.1.1 – Introduction de rennes en France : historique	65
II.1.1.2 – Présence de rennes en Europe hors de l'aire de répartition traditionnelle ..	65
II.1.1.3 – Réglementation relative au renne en France	66
II.1.2 – Objectifs de l'enquête	67
II.1.3 – Matériels et méthodes	67
II.1.3.1 – Élaboration du questionnaire	67
II.1.3.2 – Collection des données	69

II.2 – Résultats de l'étude	69
II.2.1 - Répartition et origine des rennes en France	69
II.2.2 – Utilisation du renne en France	71
II.2.3 – Conduites d'élevage	73
II.2.4 – Alimentation.....	75
II.2.4.1 - Alimentation présente dans les parcs extérieurs.....	75
II.2.4.2 - Fourrages conservés	77
II.2.4.3 - Granulés	77
II.2.4.5 - Lichen	81
II.2.4.6 - Compléments	82
II.2.5 – Reproduction	82
II.2.6 – Affections dominantes.....	84
II.2.6.1 – Suivi des animaux et contention	84
II.2.6.2 - Parasitisme	85
II.2.6.3 – Mort brutale	88
II.2.6.4 - Mortalité des jeunes animaux	89
II.2.6.5 - Baisse d'état général	90
II.2.6.6 - Carences	90
II.2.6.7 - Boiteries	90
II.2.6.8 - Affections ponctuelles.....	91
II.2.7 – Paramètres physiologiques	91
II.3 – Discussion	94
II.3.1 – Limites de l'enquête	94
II.3.1.1 – Population étudiée	94
II.3.1.2 – Recueil des informations	94
II.3.2 – Utilisation du renne en France	95
II.3.3 – Conduites d'élevage	95
II.3.4 – Gestion de la reproduction	95
II.3.5 – Gestion de l'alimentation	96
II.3.6 – Gestion des affections dominantes	98
II.3.6.1 – Affections dominantes.....	98
II.3.6.2 – Gestion du parasitisme	100
II.3.6.3 – Gestion de l'entérotoxémie	101
II.3.7 – Gestion de l'état de santé des animaux	101
II.3.8 – Paramètres physiologiques	102
CONCLUSION	103
BIBLIOGRAPHIE	105
Annexe 1 : Questionnaire structure n°1	115
Annexe 2 : Questionnaire structure n°2	116
Annexe 3 : Questionnaire structure n°3	118
Annexe 4 : Questionnaire structure n°4	120
Annexe 5 : Questionnaire structure n°5	122
Annexe 6 : Questionnaire structure n°6	124

Annexe 7 : Questionnaire structure n°7	126
Annexe 8 : Questionnaire structure n°8	128
Annexe 9 : Questionnaire structure n°9	129
Annexe 10 : Questionnaire structure n°10	130
Annexe 11 : Questionnaire structure n°11	131
Annexe 12 : Questionnaire structure n°12	132

TABLE DES FIGURES

Figure 1: Répartition géographique des différentes sous-espèces de <i>Rangifer tarandus</i> dans l'hémisphère Nord - A : Renne des toundras d'Eurasie (<i>Rangifer tarandus tarandus</i>) - B : Renne des forêts d'Eurasie (<i>Rangifer tarandus fennicus</i>) - C : Renne du Spitzberg (<i>Rangifer tarandus platyrhynchus</i>) - D : Caribou de la terre de Peary (<i>Rangifer tarandus pearyi</i>) - E : Caribou des toundras d'Amérique du Nord (<i>Rangifer tarandus groënlandicus</i>) - F : Caribou des forêts américaines (<i>Rangifer tarandus caribou</i>) - G : Caribou de la terre de Grant (<i>Rangifer tarandus granti</i>) (d'après Das Neves, Rangifer Health, 2015).....	12
Figure 2 : Différences morphologiques entre le mâle (A), la femelle (B) et le jeune mâle de un an (C) de l'espèce <i>Rangifer tarandus</i> (d'après Geist, 1998).....	13
Figure 3 : Cycle des bois chez le mâle entier et la femelle gestante (d'après Fédry, 2007).....	14
Figure 4 : Comparaison de l'aspect des bois d'un mâle castré (à gauche) et d'un mâle entier (à droite) à la même période (novembre 2014)	14
Figure 5 : Cycle de l'élevage du renne (d'après Fédry, 2007)	16
Figure 6 : Système digestif du renne (d'après Oldeboer et Ophof, 2011)	20
Figure 7 : Proportion moyenne (%) des groupes de plantes observés dans les fèces de rennes en hiver et au printemps : lichens, graminées, arbustes nains et mousses (d'après Ophof <i>et al.</i> , 2013).....	21
Figure 8 : Variations saisonnières du poids vif de femelles rennes en fonction de l'âge et du statut physiologique (femelles suitée ou non), « H » indique le poids vif en début d'hiver (d'après Finstad et Prichard, 2000).	22
Figure 9 : Variations saisonnières du poids vif de rennes mâles en fonction de l'âge et du statut physiologique (mâle castré ou non), « H » indique le poids vif en début d'hiver (d'après Finstad et Prichard, 2000).	23
Figure 10 : Cycle de reproduction chez le renne (d'après Leynaud, 2003)	26
Figure 11 : Cycle ovarien chez la femelle renne (d'après Dudouet, 2003 - modifié).....	27
Figure 12 : Réalisation de l'échographie par voie transrectale, (A) : exemple de matériel utilisé (d'après E.I. Medical Imaging Portable Ultrasound Solutions, 2011), (B) : manipulation de la sonde (d'après Calais et Dreno, 2004).....	30
Figure 13 : Images échographiques : (A) fœtus, indiqué par une flèche blanche, à 5 semaines - (B) mesure de la distance de la tête au bassin à 8 semaines - (C) largeur de la cavité thoracique à 8 semaines - (D) profondeur de la cavité thoracique à 10 semaines de gestation. Les dimensions fœtales (images B à D) sont indiquées par des traits blancs (d'après Vahtiala <i>et al.</i> , 2004).....	31
Figure 14 : Présentation habituelle du veau lors de la mise-bas (Dieterich et Morton, 1990).	33
Figure 15 : Variations de la fréquence cardiaque (en battements par minute) sur trois jours chez un renne en fonction de l'heure de la journée et des périodes de nourrissage et de manipulation (d'après Nilsson <i>et al.</i> , 2006).....	36
Figure 16 : Evolution de la prise alimentaire quotidienne volontaire (●) et de la fréquence cardiaque moyenne quotidienne (○) en fonction des mois de l'année sur deux rennes (d'après Meistig <i>et al.</i> , 2000)	37
Figure 17 : Cycle de <i>Hypoderma tarandi</i> chez le renne (d'après Fédry, 2007).	41

Figure 18: Cycle de <i>Cephenemyia trompe</i> chez le renne (d'après Dieterich et Morton, 1990)	42
Figure 19 : Schéma du cycle évolutif des nématodes (d'après Bussi�ras et Chermette, 1995). HD : H�te Définitif, HI : H�te Intermédiaire, L : larve, � : �uf	44
Figure 20 : �volution de l'aspect clinique de la kératoconjonctivite infectieuse sur le renne semi-domestique (de A : atteinte légère à D : atteinte sévère). A : augmentation de la production lacrymale et œdème cornéen, B : exsudation purulente et œdème péri-orbitaire, C : exsudation purulente, saignements et infection bactérienne sévère, D : stade terminal de la kératoconjonctivite infectieuse avec perte totale de la structure et de la fonction de l'œil (Tryland <i>et al.</i> , 2009).....	50
Figure 21 : Lésions de nécrobacillose digitée. A : gonflement du membre antérieur droit du carpe au bourrelet coronaire affectant les deux onglons, B : ulcère et trajet fistuleux sur un onglon latéral, C : coupe sagittale d'un onglon avec tissu interdigité, présence de foyers de nécrose à bords hémorragiques, D : vue dorsale d'un membre antérieur, accumulation de pus dans l'articulation et le long des gaines des tendons extenseurs (d'après Handeland <i>et al.</i> , 2010).....	52
Figure 22 : Lésions associées au CvHV2, (A) : �rosion focale de la muqueuse buccale après réactivation expérimentale ; (B) : lésion sur la conjonctive inférieure de l'œil après infection naturelle (d'après Das Neves <i>et al.</i> , 2010)	55
Figure 23 : Aspect clinique des symptômes sur un renne semi-domestique après inoculation expérimentale d'un parapoxvirus 5 jours (A), 12 jours (B) et 20 jours (C) après l'inoculation: lésion blanchâtre évoluant en lésion proliférative, puis développement de lésions secondaires (flèches) (d'après Tryland <i>et al.</i> , 2013).....	57
Figure 24: Cage rembourrée en forme de V utilisée pour la contention des cervidés, et notamment des rennes (d'après Thompson <i>et al.</i> , 1992).....	61
Figure 25 : Répartition géographique des structures connues pour accueillir des rennes en France en septembre 2015. Chaque point bleu représente une structure. Les points rouges représentent les structures ayant accueilli des rennes récemment.....	70
Figure 26 : Exemple de parc de grande superficie avec zone boisée	74
Figure 27 : Exemple d'abri utilisé dans un parc extérieur	74
Figure 28 : Exemple de bâtiment sur sol en terre battue recouvert de foin.....	75
Figure 29 : Exemple de distribution d'herbe fauchée	76
Figure 30 : Exemple de végétation présente dans un parc extérieur	76
Figure 31 : Exemple de râtelier � foin en parc extérieur	77
Figure 32 : Exemple de granulés pour rennes utilisés en aliments complémentaires	79
Figure 33 : Exemple d'alimentation collective à l'auge	81
Figure 34 : Exemple d'alimentation individuelle en box.....	81
Figure 35 : Exemple de lichen déshydraté	82
Figure 36 : Mâle dominant (� gauche) aux côtés d'un mâle plus jeune (� droite).....	83
Figure 37 : Femelle avec son veau de 30 jours	83
Figure 38 : Exemple de couloir de contention aménagé pour la manipulation des animaux...	85
Figure 39 : Exemple : onglons antérieurs insuffisamment usés.....	90

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Nombre estimé de rennes semi-domestiques dans chaque pays (d'après Jernsletten et Klovov, 2002 ; Humphries, 2007 ; Meng <i>et al.</i> , 2014).	16
Tableau 2 : Composition nutritionnelle d'une ration complète d'été à base de tourteau de soja (d'après University of Alaska Fairbanks, 2015)	25
Tableau 3 : Composition du lait de renne en comparaison avec le lait de vache et le lait de brebis (Fédry, 2007)	34
Tableau 4 : Paramètres biochimiques du renne et du caribou semi-domestique (d'après Dieterich et Morton, 1990 ; Johnson <i>et al.</i> , 2010 ; Miller <i>et al.</i> , 2013).	38
Tableau 5 : Paramètres hématologiques du renne semi-domestique (d'après Dieterich et Morton, 1990 ; Miller <i>et al.</i> , 2013)	40
Tableau 6 : Helminthes du système digestif du renne dans les régions où l'espèce est endémique (d'après Oksanen, 1999 ; Albon <i>et al.</i> , 2002 ; Nikander et Saari, 2007 ; Josefsen <i>et al.</i> , 2014b)	43
Tableau 7 : Structure du questionnaire de l'enquête descriptive	68
Tableau 8 : Effectifs des animaux présents dans les structures de l'étude en septembre 2015	71
Tableau 9 : Utilisation des rennes selon les structures	72
Tableau 10 : Superficie disponible en fonction du nombre de rennes dans les structures en élevage en plein air à l'année	73
Tableau 11 : Composition nutritionnelles des granulés utilisés en aliments complémentaires	78
Tableau 12 : Exemples de régimes alimentaires utilisés dans différentes structures	80
Tableau 13 : Parasites internes retrouvés lors d'analyses coproscopiques réalisées par les cliniques vétérinaires des structures n° 3 et 4 à différentes périodes de l'année	85
Tableau 14 : Plans de vermifugation utilisés dans les différentes structures (SC : sous-cutané)	87
Tableau 15 : Spectres d'action des molécules anti-parasitaires utilisées (d'après Index des Médicaments Vétérinaires autorisés en France, 2015).	88
Tableau 16 : Valences des vaccins Bravoxin 10® et Miloxan® (d'après Index des Médicaments Vétérinaires autorisés en France, 2015).	89
Tableau 17 : Résultats des relevés de paramètres physiologiques	93
Tableau 18 : Résultats de l'analyse statistique des données du Tableau 17	94
Tableau 19 : Proposition de composition nutritionnelle de rations de rennes captifs (90 % de matières sèche) (d'après Lintzenich et Ward, 1997).	96
Tableau 20 : Évaluation visuelle de la note d'état corporel chez le renne (d'après Gerhart <i>et al.</i> , 1996 ; University of Alaska Fairbanks, 2015)	97

TABLE DES ABRÉVIATIONS

ADF : Acid Detergent Fiber

BoHV1 : Herpesvirus bovin 1

bpm : battements par minute

BVD : Diarrhée Virale Bovine

CvHV2 : Herpesvirus spécifique des cervidés

CWD : Chronic Wasting Disease (maladie du dépérissement chronique)

DDPP : Direction Départementale de la Protection des Populations

IM : Intra-Musculaire

NDF : Neutral Detergent Fiber

PAG : Protéines associées à la gestation

PCR : Polymerase Chain Reaction

PGF2 α : Prostaglandine F2 α

SC : Sous-Cutané

INTRODUCTION

L'espèce *Rangifer tarandus* est présente sur tous les continents de l'hémisphère Nord dans les régions de toundra et de taïga et est adaptée au climat polaire. Actuellement, sept sous-espèces sont présentes, appelées « renne » en Eurasie et « caribou » en Amérique du Nord.

Depuis le paléolithique supérieur, le renne est chassé par l'homme. Sur le continent américain, les caribous sont restés à l'état sauvage. Une sous-espèce a été domestiquée en Asie à partir du Ve siècle, et au Moyen-Âge en Europe du Nord : *Rangifer tarandus tarandus*. Différents peuples se sont développés autour de l'utilisation de cette espèce et en ont fait le seul « bétail » qu'il est possible d'élever à des latitudes aussi septentrionales. Actuellement, cet élevage se répartit entre neuf pays : la Norvège, la Finlande, la Suède, la Russie, le Groenland, l'Alaska, la Mongolie, la Chine et le Canada, et est essentiellement tourné vers la production de viande.

Le renne est également présent dans des régions plus tempérées, au sein de parcs zoologiques ou détenus par des particuliers, notamment en Europe hors de l'aire de répartition traditionnelle. Les tentatives d'introduction de rennes en France remontent au XVe siècle. Cette espèce est considérée comme un animal domestique et est aujourd'hui présente au sein de différentes structures, du parc animalier au détenteur particulier.

Il apparaît ainsi intéressant de se demander comment s'organise la présence du renne en France, quelles sont les modalités de son élevage, et quelles particularités physiologiques et pathologiques cette espèce est susceptible de présenter en France, dans un pays au climat tempéré.

Les informations à ce sujet sont limitées, et il semblerait utile de pouvoir fournir aux vétérinaires confrontés à la gestion de ces animaux des notions générales sur cette espèce et sur son élevage en France. Ainsi, ce travail de thèse est l'objet d'une étude descriptive réalisée auprès des différentes structures détenant des rennes en France. Son but est d'étudier les différents aspects de la détention et de l'élevage du renne en France : effectifs, conduite d'élevage, alimentation, reproduction, affections dominantes et paramètres physiologiques dans les conditions d'élevage françaises.

Afin de comprendre les spécificités de l'élevage et les particularités physiologiques et pathologiques du renne, nous étudierons tout d'abord ces différents points dans les régions où cette espèce est autochtone, puis nous présenterons l'enquête descriptive effectuée : la réalisation de l'enquête, la présentation des résultats et leur discussion.

PREMIÈRE PARTIE : LE RENNE DANS L'AIRE DE RÉPARTITION TRADITIONNELLE

I.1 - Présentation de l'espèce Rangifer tarandus

I.1.1 - Taxonomie

Le genre *Rangifer tarandus*, appelé renne en Eurasie et caribou en Amérique du Nord, appartient à la classe des Mammifères (vertébrés tétrapodes pourvus de poils et de mamelles), à l'ordre des Artiodactyles (ongulés dont chaque patte a deux doigts principaux égaux), à la famille des Cervidés (ruminants à bois caduques) et au genre *Rangifer*. Ce genre comprend seulement une espèce : *Rangifer tarandus*, elle-même divisée en sous-espèces (ITIS, 2015).

La classification des sous-espèces de *Rangifer tarandus* repose sur plusieurs approches dont les principales sont celles de Jacobi en 1931 et de Banfield en 1961 (Fédry, 2007). Jacobi distingue deux types de rennes : le type cylindricornis, aux bois longs de section cylindrique, et le type compressicornis, aux bois plus courts et de section aplatie. Banfield complète cette distinction en répartissant différentes sous-espèces appartenant chacune à l'un ou l'autre type :

Type cylindricornis : renne de toundra et de montagne

- *Rangifer tarandus tarandus* : renne des toundras d'Eurasie
- *Rangifer tarandus groënlandicus* : caribou des toundras d'Amérique du Nord
- *Rangifer tarandus granti* : caribou de la terre de Grant (Amérique du Nord)
- *Rangifer tarandus pearyi* : caribou de la terre de Peary (Amérique du Nord)
- *Rangifer tarandus platyrhynchus* : renne du Spitzberg (Norvège)

Type compressicornis : renne des forêts

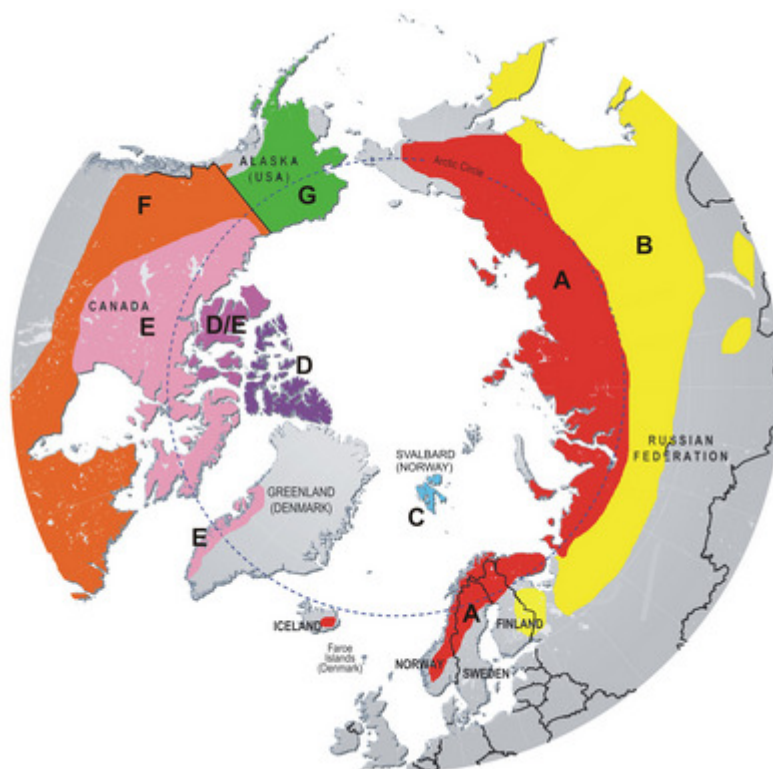
- *Rangifer tarandus caribou* : caribou des forêts américaines
- *Rangifer tarandus fennicus* : renne des forêts d'Eurasie

(Fédry, 2007)

I.1.2 – Répartition dans le monde

Le renne a pour habitat les régions circumpolaires de l'hémisphère Nord dans les zones de toundra et de taïga d'Europe, de Sibérie et d'Amérique. La toundra est une formation végétale des régions de climat froid composée de graminées, de mousses, de lichens et d'arbres nains. Au Sud de la toundra, se trouve la taïga, ou forêt boréale, constituée principalement de conifères associés à un mélange de feuillus. Les conditions climatiques dans ces régions sont marquées par un long hiver où les moyennes minimales peuvent descendre en-dessous de – 30 °C. L'été est très court avec des températures moyennes de 10 à 15 °C. Le renne est également une espèce migratoire, certaines sous-espèces effectuent chaque année des migrations allant jusqu'à 5000 km (Henttonen et Tikhonov, 2008). La répartition géographique des différentes sous-espèces est présentée en Figure 1.

Figure 1: Répartition géographique des différentes sous-espèces de *Rangifer tarandus* dans l'hémisphère Nord - A : Renne des toundras d'Eurasie (*Rangifer tarandus tarandus*) - B : Renne des forêts d'Eurasie (*Rangifer tarandus fennicus*) - C : Renne du Spitzberg (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) – D : Caribou de la terre de Peary (*Rangifer tarandus pearyi*) – E : Caribou des toundras d'Amérique du Nord (*Rangifer tarandus groënlandicus*) – F : Caribou des forêts américaines (*Rangifer tarandus caribou*) – G : Caribou de la terre de Grant (*Rangifer tarandus granti*) (d'après Das Neves, Rangifer Health, 2015)

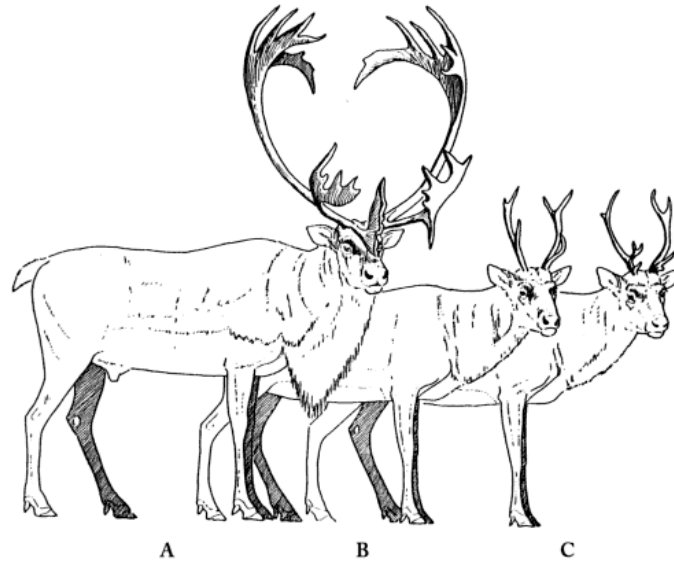


I.1.3 – Particularités morphologiques

Le renne est un animal robuste, dont la taille diffère entre chaque sous-espèce. Un renne mâle adulte de Svalbard (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) pèse environ 55 kg, tandis qu'un caribou des bois adulte (*Rangifer tarandus caribou*) peut peser jusqu'à 250 kg (Lefrere et Lauvergne, 2005). La distinction entre rennes de toundra (type cylindricornis) et rennes des forêts (type compressicornis) se précise donc: la race de toundra a de larges bois, passe l'été dans la toundra et l'hiver en bordure de forêt tandis que la race de forêt est plus imposante avec de plus grands bois, une robe d'aspect plus sombre et uniforme et demeure confinée dans la forêt (Lefrere et Lauvergne, 2005).

D'autre part, le mâle et la femelle présentent également des différences morphologiques (Figure 2). Par exemple le renne de toundra d'Eurasie (*Rangifer tarandus tarandus*) pèse entre 70 à 150 kg pour un adulte mâle et de 40 à 100 kg pour une adulte femelle (Ropstad, 2000). La femelle renne porte le nom de « biche », et les jeunes sont appelés « veaux » ou « faons » (nous retiendrons le terme « veaux » dans cette étude).

Figure 2 : Différences morphologiques entre le mâle (A), la femelle (B) et le jeune mâle de un an (C) de l'espèce *Rangifer tarandus* (d'après Geist, 1998)



Le renne est l'unique représentant des cervidés à posséder des bois chez les mâles comme chez les femelles. Les bois croissent à partir des pivots, excroissances osseuses au niveau de l'os frontal. Ils sont ramifiés, caduques et le développement est étroitement lié au cycle reproducteur. Cependant, chez le renne la castration ne bloque pas la croissance et le remplacement annuel des bois. Ils sont plus volumineux chez les mâles entiers que chez les castrés et les femelles.

Le cycle de développement est le même que chez les autres cervidés : croissance des bois qui sont recouverts de velours, maturation, minéralisation avec chute du velours puis chute des bois.

- Chez le veau : la croissance des bois commence dès le premier mois de vie et la chute a lieu en février pour les mâles et au printemps pour les femelles.
- Chez le mâle entier : la croissance débute en fin d'hiver. La perte du velours a lieu en fin d'été, les mâles frottent leurs bois sur les arbres et les pierres pour en enlever le velours, c'est la frayure. Les bois tombent ensuite à la fin du rut en novembre-décembre.
- Chez les mâles castrés : le velours se dessèche sur les bois sans frayure et la chute des bois a lieu en fin d'hiver (Figure 4).
- Chez les femelles : la croissance des bois débute en fin de printemps et le velours se dessèche à l'automne. Si la femelle est gestante, la chute des bois a lieu entre mai et juin ; si la femelle n'est pas gestante, elle perd ses bois dès la fin de l'automne.

(University of Alaska Fairbanks, 2015)

Le cycle chez le mâle entier et la femelle est présenté en Figure 3.

Figure 3 : Cycle des bois chez le mâle entier et la femelle gestante (d'après Fédry, 2007)

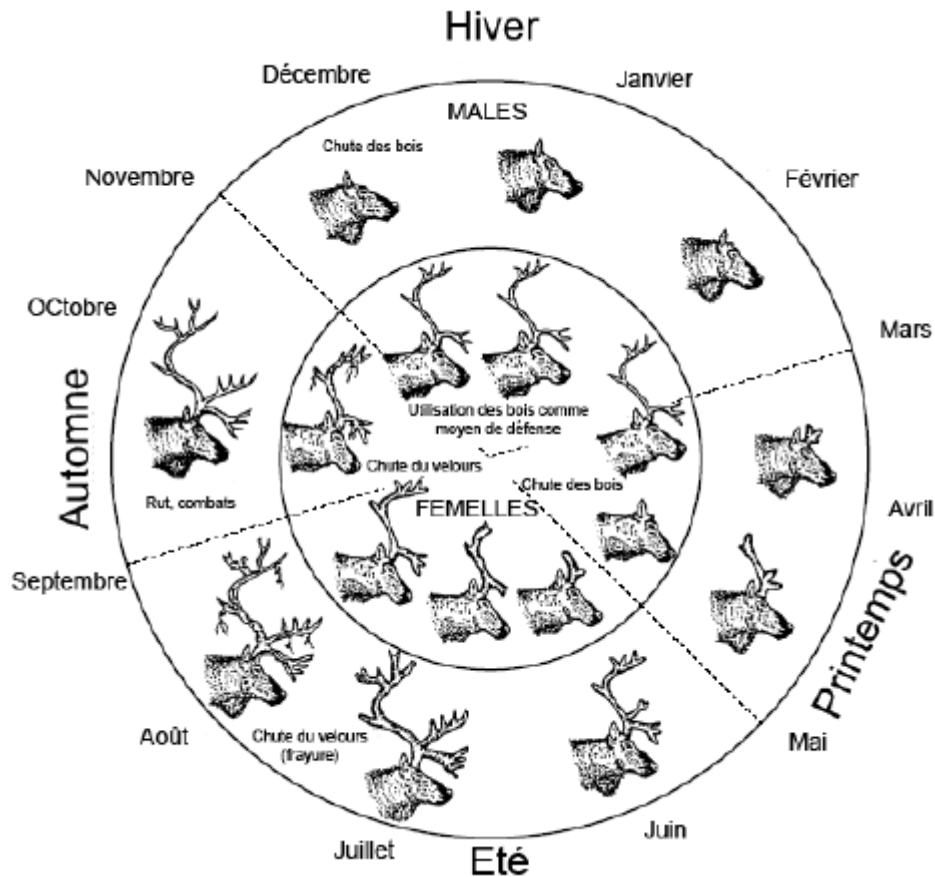


Figure 4 : Comparaison de l'aspect des bois d'un mâle castré (à gauche) et d'un mâle entier (à droite) à la même période (novembre 2014)



Le renne présente également des particularités anatomiques liées à des adaptations au milieu arctique. Le déplacement sur la neige est facilité par la forme des sabots, qui sont longs et larges, offrant ainsi une grande surface d'appui sur la neige. Le bord des sabots antérieurs est également coupant en pince, le renne peut ainsi creuser des trous pouvant atteindre 1,50 m de profondeur pour se nourrir. La couleur de la robe varie également d'une saison à l'autre, la

robe d'été étant plus foncée, la fourrure mue en été et se régénère en début d'automne. Elle est très isolante et la grande quantité d'air piégé facilite les déplacements dans l'eau. Le museau est recouvert de poils qui protègent du froid cette zone habituellement sensible, et diminuent les pertes de chaleur (University of Alaska Fairbanks, 2015).

Le renne, ou caribou, est donc une espèce des territoires arctiques, habitant les zones de toundra et de taïga de l'hémisphère nord. Les mâles et les femelles portent des bois caducs qui suivent un cycle de production annuel.

I.2 – Organisation de l'élevage

I.2.1 – Domestication du renne et répartition actuelle de l'élevage

La domestication est un état dans lequel le nourrissage et l'élevage des animaux sont contrôlés par l'homme. Les premières traces de domestication du renne sont tardives et ne semblent apparaître qu'au Ve siècle en Asie et après le IXe siècle chez les Lapons, aujourd'hui appelés Sâmes, et les Finnois qui les ont apprivoisés et rassemblés en troupeaux. Jusqu'au milieu du XXe siècle, l'élevage était pratiqué de manière assez semblable par les différents peuples de Fennoscandie (péninsule Scandinave, Finlande et Laponie) et d'Eurasie. Il était fondé sur le nomadisme, les éleveurs suivant les troupeaux pendant les migrations. Une seule sous-espèce a été domestiquée : *Rangifer tarandus tarandus*, le renne des toundras d'Eurasie (Lefrère et Lauvergne, 2005).

Actuellement, l'élevage du renne correspond à une organisation où les rennes sont parqués dans des espaces limités par des éleveurs. Ce type d'élevage est mené dans neuf pays : la Norvège, la Finlande, la Suède, la Russie, le Groenland, l'Alaska, la Mongolie, la Chine et le Canada. Il existe ainsi une trentaine de peuples éleveurs de rennes dans le monde (Reindeer Herding, 2015). En Amérique du Nord, les caribous (*Rangifer tarandus caribou*) sont restés à l'état sauvage. Des rennes semi-domestiques (*Rangifer tarandus tarandus*) ont été importés de Sibérie en Alaska en 1891 pour servir de source de nourriture et de revenu aux peuples locaux (Jernsletten et Klovov, 2002).

La population des rennes semi-domestiques dans les différents pays est présentée en Tableau 1. Les données contenues dans ce tableau ne sont pas complètes mais permettent de donner la tendance des différentes populations.

La dénomination « semi-domestique » correspond à la description du mode de vie et d'élevage de l'espèce : les rennes sont seulement dirigés vers des lieux de pâturage et effectuent leur migration annuelle librement.

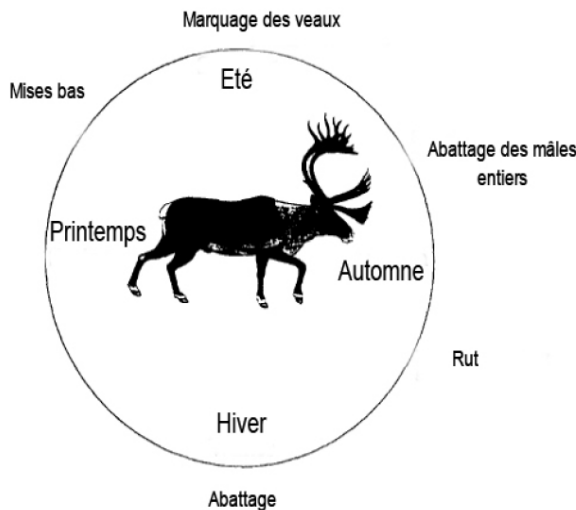
Tableau 1 : Nombre estimé de rennes semi-domestiques dans chaque pays (d'après Jernsletten et Klovov, 2002 ; Humphries, 2007 ; Meng *et al.*, 2014).

Pays	Nombre de rennes semi-domestiques	Référence
Alaska	21 015	Humphries, 2007
Canada	6 000	Humphries, 2007
Chine	773	Meng <i>et al.</i> , 2014
Finlande	207 000	Humphries, 2007
Groenland	3 800	Humphries, 2007
Mongolie	717	Jernsletten et Klovov, 2002
Norvège	129 552	Humphries, 2007
Russie	1,2 millions	Jernsletten et Klovov, 2002
Suède	261 404	Humphries, 2007

I.2.2 – Conduite d'élevage

L'élevage du renne se modernise peu à peu depuis quelques années et évolue vers une économie de marché basée sur la productivité. Différentes conduites d'élevage peuvent être distinguées en fonction de la région considérée, cependant le déroulement d'une année d'élevage reste similaire. Ce cycle annuel est présenté en Figure 5.

Figure 5 : Cycle de l'élevage du renne (d'après Fédry, 2007)



Les modalités de la conduite d'élevage diffèrent en fonction des pays et de la finalité de l'élevage, on distingue ainsi trois types de conduites : l'élevage en contact étroit avec l'humain, l'élevage en semi-liberté et l'élevage en parcs.

L'élevage en contact étroit avec l'humain est pratiqué en Russie et dans certaines parties de Scandinavie. Les troupeaux sont généralement de grande taille avec plus de 1000 têtes. Les éleveurs sont en mesure de pouvoir marcher à travers le troupeau et éventuellement de monter les rennes ou de leur faire porter un harnais pour le transport. Ce type d'élevage est

traditionnel mais s'adapte difficilement aux contraintes actuelles. En effet, la grande taille des troupeaux nécessite une grande quantité de terres pour le pâturage ; d'autre part, les éleveurs doivent manipuler régulièrement les animaux et rester présents afin que les rennes conservent leur docilité. La nécessité d'une présence constante implique que les éleveurs se déplacent avec le troupeau. Historiquement, toute la communauté se déplaçait lors de la migration mais cette organisation est presque absente aujourd'hui. Actuellement, les éleveurs suivent les rennes en motoneiges ou avec d'autres moyens de déplacement, et les habitations ne suivent pas le troupeau. L'avantage de ce type d'élevage est la conservation d'animaux dociles et faciles à contrôler.

L'élevage en semi-liberté est pratiqué en Scandinavie, au Canada, en Alaska et au Groenland. Il s'agit également de grands troupeaux de 1000 têtes ou plus, mais le troupeau est en relative liberté la majeure partie de l'année. Les rennes sont moins domestiqués et sont dirigés vers des lieux de pâturages déterminés, avec des rassemblements annuels pour l'abattage et les traitements. Ce type d'élevage est le plus traditionnel. Selon la taille du troupeau et l'emplacement, des obstacles naturels terrestres peuvent être utilisés ou des clôtures artificielles peuvent être installées afin de garder le troupeau dans un espace limité. Ce type d'élevage implique des frais de transports élevés pour la recherche, le déplacement et la gestion du troupeau, il est également plus sujet aux risques de prédation par la faune sauvage.

L'élevage en enclos est plutôt orienté vers une activité de tourisme. Les troupeaux sont habituellement plus petits, parfois moins de 100 têtes, et situés à proximité des zones de population. Les rennes sont dans des enclos et alimentés en granulés pour compléter le pâturage, les parcelles de terrain sur lesquelles vivent les rennes sont généralement beaucoup plus petites (Humphries, 2007).

I.2.3 – Utilisations

I.2.3.1 – Production de viande

La principale finalité de l'élevage du renne est la production de viande dans la plupart des régions de l'aire de répartition traditionnelle. La production mondiale est d'environ 12 000 tonnes par an dont plus de la moitié est produite en Russie, cette production représente en générale moins de 1 % de la production totale de viande dans les différents pays producteurs (Fédry, 2007).

Traditionnellement, les rennes étaient abattus à l'extérieur, mais, aujourd'hui, la plupart des rennes sont abattus dans des abattoirs. La législation concernant le transport, le bien-être et les conditions d'hygiène lors de l'abattage est similaire à celle retrouvée pour les autres ruminants d'élevage. Il n'existe pas encore de classification officielle des carcasses dans les abattoirs ; un système similaire à la classification SEUROP (S : supérieure, E : excellente, U : très bonne, R : bonne, O : assez bonne, P : médiocre) pour les ruminants d'élevage pourrait être mise en place. L'abattage a lieu à l'automne, les rennes étant au maximum de leur poids à cette période comme expliqué en partie I.3. Les animaux abattus

sont principalement des veaux ; en effet, ceux-ci se développent principalement durant le premier été qui suit leur naissance et ce type de production permet de limiter l'encombrement des pâtures hivernales.

La production est dépendante de la disponibilité des pâtures et des conditions climatiques mais est également saisonnière en raison de l'abattage regroupé à l'automne ; une partie de la viande produite est ainsi vendue sous forme congelée (72 % de la production). La rareté de la viande de renne et le système de production associé en font l'image d'un produit de luxe, le prix pour le consommateur est ainsi deux fois plus élevé que pour du bœuf.

En effet, les consommateurs sont attirés par la viande de renne en raison de l'image de production locale et éthique qu'elle renvoie. De plus la viande de renne est pauvre en matières grasses, et les lipides contenus sont riches en acides gras poly-insaturés, dont certains sont essentiels à l'alimentation humaine puisque non synthétisés par l'organisme. La viande est tendre, juteuse et est riche en fer et en vitamine E, avec des propriétés anti-oxydantes intéressantes (Kuipers *et al.*, 2014).

1.2.3.2 – Production de lait

L'utilisation du lait aurait débuté en Sibérie dès le Ve siècle. Les Lapons notamment traient les rennes en raison du manque de nourriture et vivaient du lait durant l'été, voire le conservaient durant l'hiver. Le lait était bu tel quel dans du café, ou glacé, et était également transformé en beurre. La confection du fromage a probablement été inspirée de peuples éleveurs d'ovins, de bovins ou de caprins (Lefrère et Lauvergne, 2005).

Actuellement, la traite est très peu pratiquée pour plusieurs raisons : la production laitière est faible (moins d'un litre par jour en moyenne), la réalisation de la traite demande un apprivoisement conséquent ou une contention adaptée et la mise en place est peu réalisable dans le cadre d'un élevage extensif (Gjøstein *et al.*, 2004 ; Lefrère et Lauvergne, 2005).

Ce produit de l'élevage du renne pourrait cependant se développer dans le cadre d'un marché de tourisme tourné vers la gastronomie. Une machine à traire spécifique du renne a ainsi été testée à la station de recherche de Kaamanen en Finlande. Les essais ont montré de bons résultats tant sur le plan technique que sanitaire. Cependant, la production laitière selon des méthodes modernes n'en est encore qu'au stade expérimental (Fédry, 2007).

1.2.3.3 – Production de peau, de bois et de velours

Les bois et le velours représentent une valeur marchande importante, notamment en Alaska où les ressources apportées par cette production sont au moins aussi importantes que par la production de viande. Les bois peuvent en effet être vendus entre 4 et 14 dollars US la livre (Humphries, 2007). Cette ressource est utilisée pour de l'artisanat divers et le velours entre dans la composition de comprimés utilisés comme compléments alimentaires en Amérique du Nord, suite au développement de méthodes médicinales historiquement utilisées en Corée (Deerfarmer, 2015).

Traditionnellement, la peau des animaux abattus était utilisée par les peuples éleveurs pour la fabrication de tentes, de chaussures et de vêtements. Actuellement, la production est orientée vers la fabrication d'articles de mode ou de souvenirs (Fédry, 2007).

1.2.3.4 – Tourisme et loisirs

Traditionnellement, le renne était utilisé comme animal de trait pour les déplacements. Aujourd'hui, les motoneiges ont remplacé les traîneaux dans la plupart des territoires arctiques. Afin de faire perdurer la tradition, des courses de rennes sont organisées et sont très populaires notamment en Laponie. Chez certains peuples de Sibérie, les rennes sont cependant encore couramment montés et utilisés comme moyen de locomotion (Fédry, 2007).

Des activités de tourisme nordique se sont également développées autour du renne, il véhicule en effet l'image d'un élevage ancestral et respectueux de l'environnement. Les rennes sont aussi mis en valeur lors des festivités de Noël et représentés en tant que « rennes du Père Noël ». D'après Wikipédia (page « Rennes du père Noël », consultée le 16/09/2015), cette référence vient d'un poème anonyme publié en 1821 par William Gilley dans le livre *A New-Year's Present to the Little Ones from Five to Twelve*. Un personnage inspiré de Saint Nicolas y est alors décrit menant un traineau tiré par un unique renne. En décembre 1823, un autre poème également anonyme publié sous le nom de *The Night Before Christmas* décrivait un vieil homme conduisant un petit traineau tiré par huit rennes, et donnait un nom à chacun : Dasher (Tornade), Dancer (Danseur), Prancer (Furie), Vixen (Fringant), Comet (Comète), Cupid (Cupidon), Donner (Tonnerre) et Blitzen (Éclair). Rudolph le renne au nez rouge est apparu en 1939 dans une histoire de Robert L. May puis dans une chanson écrite par Johnny Marks en 1949 : *Rudolph the Red-nosed Reindeer*. Le renne Rudolph guidait alors le Père Noël grâce à son nez rouge dans la neige et le brouillard.

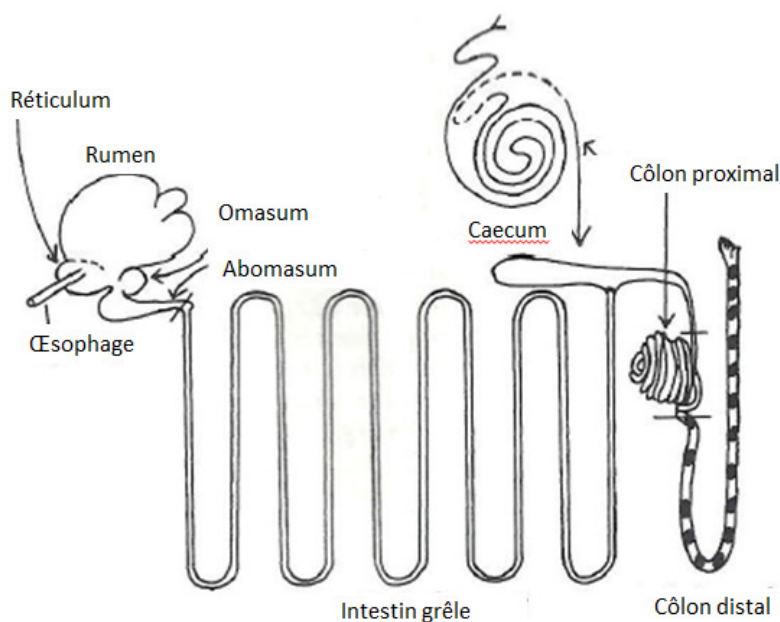
L'élevage du renne est traditionnellement pratiqué dans les régions circumpolaires de l'hémisphère Nord et concerne uniquement la sous-espèce *Rangifer tarandus tarandus*. La finalité de l'élevage est la production de viande, mais d'autres activités annexes (production de lait, utilisation du velours et des bois, tourisme) complètent cette production.

1.3 – Alimentation

1.3.1 – Système digestif

Les rennes ont un système digestif basé sur la fermentation ruminale, l'organisation du tractus digestif est présentée en Figure 6. Le renne se classe en tant qu'intermédiaire entre les herbivores se nourrissant d'alimentation fibreuse, et ceux sélectionnant des aliments concentrés (Oldeboer et Ophof, 2011).

Figure 6 : Système digestif du renne (d'après Oldeboer et Ophof, 2011)



I.3.2 - Alimentation en milieu naturel

I.3.2.1 - Composition du régime alimentaire selon les saisons

Les rennes sont soumis en milieu naturel à de grandes variabilités des ressources disponibles selon la saison. La sélection se porte sur les plantes ou parties de plantes les plus nutritives.

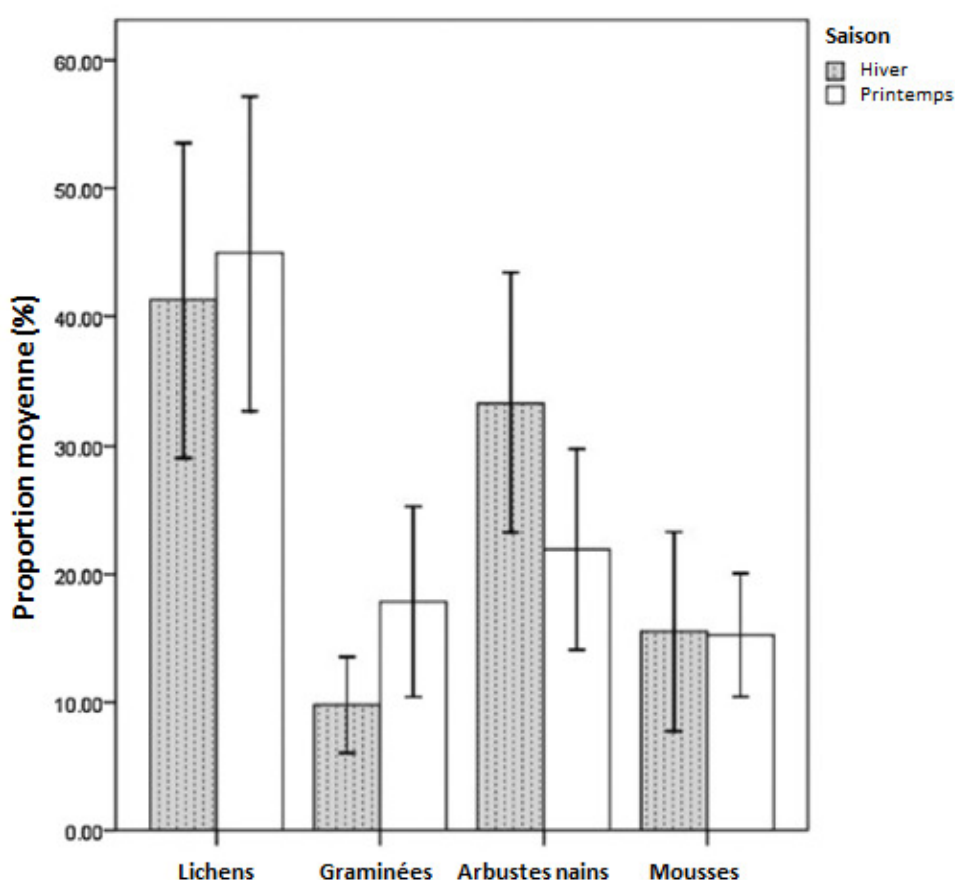
Du printemps à l'automne, le renne dispose d'une grande variété de plantes, dont plus de 250 entrent dans la composition de son régime alimentaire :

- Lichens terrestres (*Cladonia rangiferina*, *Cladonia stellaris*) et arboricoles (genres *Usnia* et *Alectoria*)
- Jeunes pousses de buissons, arbres et arbustes : myrtilliers (*Vaccinium myrtillus*), saules (*Salix lapponum*, *Salix lanata*, *Salix hastata*, *Salix herbacea*), bouleaux (*Betula nana*, *Betula tortuosa*, *Betula pubescens*) et peupliers (*Populus tremula*)
- Champignons : bolets (*Boletus edulis*)
- Graminées : canches flexueuses (*Dechampsia flexuosa*), pâturins (*Poa remota*, *Poa pratensis*, *Poa palustris*), fétuques (*Festuca ovina*, *Festuca pratensis*) et agrostides (*Agrostis borealis*)
- Légumineuses : trèfles (*Trifolium hybridum* et *Trifolium pratense*)
- Cypéracées : carex (*Carex microglochin*, *Carex rubestris* et *Carex rofunda*)
- En milieu humide : trèfles d'eau (*Menyanthes trifoliata*), sphaignes (*Sphagnum sp.*) et prêles (*Equisetum fluviatilis*)
- Plantes diverses appartenant aux familles des Renonculacées, Composées, Rosacées, Crucifères et Ombellifères
- Bryophytes (mousses)

(Fédry, 2007 ; University of Alaska Fairbanks, 2015)

L'hiver, la neige recouvre les pâtures et les ressources disponibles diminuent. La composition du régime alimentaire se base progressivement sur le lichen. Différentes études menées en Finlande et en Alaska (Ophof *et al.*, 2013 ; University of Alaska Fairbanks, 2015) décrivent le régime alimentaire du renne. En hiver, le lichen et les arbustes nains constituent le principal composant de l'alimentation : plus de 40 et 30 % respectivement. Cette alimentation se complète progressivement avec les bryophytes, les lichens et les graminées au printemps. La Figure 7 présente l'évolution de l'alimentation en hiver puis au printemps en Finlande.

Figure 7 : Proportion moyenne (%) des groupes de plantes observés dans les fèces de rennes en hiver et au printemps : lichens, graminées, arbustes nains et mousses (d'après Ophof *et al.*, 2013).



1.3.2.2 – Adaptations physiologiques à un régime alimentaire variable

L'alimentation hivernale est basée sur l'utilisation des lichens. Ceux-ci sont riches en polysaccharides et la microfaune ruminale du renne est adaptée pour digérer 75% de la matière organique constituant le lichen, les autres ruminants ne disposant que d'une fraction minime de leur flore ruminale capable d'en digérer. Cependant, les lichens ont une teneur faible en protéines (3 à 4 %), en fibres (6 à 10 % de cellulose brute) et en minéraux. La

consommation insuffisante d'azote lors de régime alimentaire basé en grande partie sur le lichen est compensée par un recyclage efficace de l'urée, notamment par une diminution des pertes rénales (Nilsson, 2003).

Une variation cyclique de la prise alimentaire et de la croissance est également observée : en hiver la croissance des jeunes animaux diminue et les adultes peuvent perdre près de 20 % de leur poids. En été les animaux reprennent de l'état et connaissent une croissance rapide (Säkkinen, 2005). Les Figures 8 et 9 présentent ainsi les variations de poids de femelles et de mâles en début d'été et en début d'hiver, en fonction du statut physiologique (femelle suitée ou non, mâle castré ou non) au sein d'un troupeau de rennes semi-domestiques se nourrissant exclusivement d'aliments disponibles naturellement. Les femelles suitées ont de manière globale un poids vif inférieur aux femelles non suitées. Les mâles castrés ont sensiblement le même poids que les mâles entiers l'été, mais sont significativement plus lourds l'hiver et présentent une variation saisonnière du poids moins marquée que les mâles et les femelles reproducteurs (Finstad et Prichard, 2000).

Figure 8 : Variations saisonnières du poids vif de femelles rennes en fonction de l'âge et du statut physiologique (femelles suitée ou non), « H » indique le poids vif en début d'hiver (d'après Finstad et Prichard, 2000).

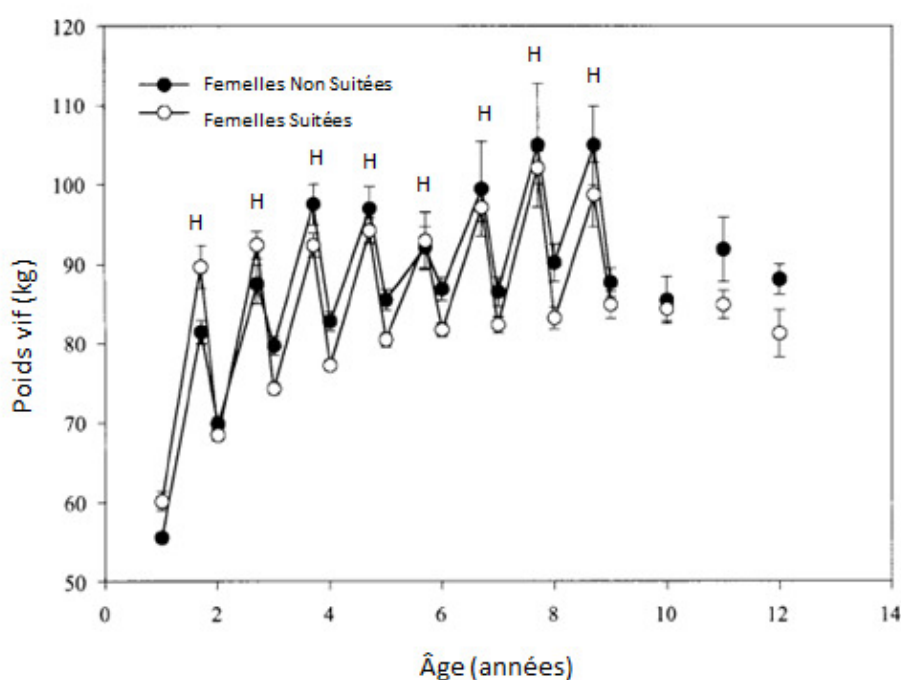
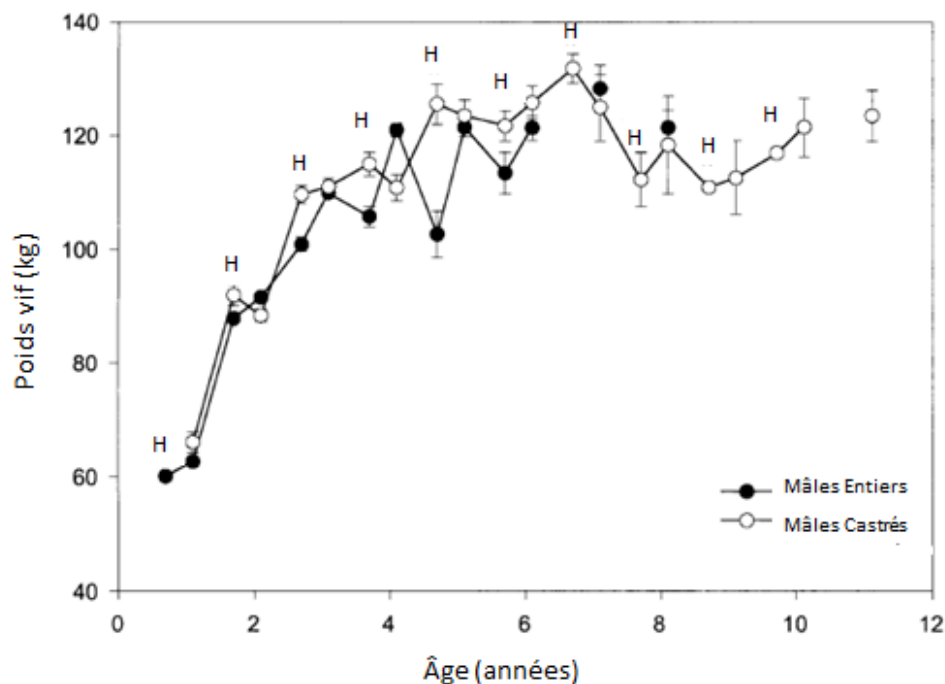


Figure 9 : Variations saisonnières du poids vif de rennes mâles en fonction de l'âge et du statut physiologique (mâle castré ou non), « H » indique le poids vif en début d'hiver (d'après Finstad et Prichard, 2000).



Ces variations résultent d'une adaptation aux conditions du milieu, mais s'observent également sur des animaux nourris *ad libitum*. Le rôle de différentes hormones liées à la prise alimentaire et à la croissance a ainsi été supposé. Les concentrations en hormone de croissance (GH) et en thyroxine (T4) semblent suivre des variations saisonnières de base, modifiées par la quantité de nourriture ingérée (Ryg et Jacobsen, 1982).

Le métabolisme lipidique et protéique connaît également des variations saisonnières, sous l'action notamment de la mélatonine, de l'insuline et de la leptine. À la fin de l'été les réserves lipidiques sont à leur maximum. Pendant l'hiver, lorsque le bilan énergétique est négatif, le renne utilise principalement les graisses de réserve pour la production d'énergie grâce à un taux de lipolyse contrôlé. La masse des protéines est maintenue et les protéines d'origine musculaire sont utilisées seulement chez les animaux en état de dénutrition sévère (Pösö, 2005).

L'activité métabolique, liée à l'activité et à la croissance des animaux, varie de ce fait annuellement. Ainsi, par exemple pour une femelle caribou (*Rangifer tarandus granti*), le besoin quotidien en énergie métabolisable est de 29 à 38 MJ en été, et d'environ 21 MJ en hiver. Ceci s'explique aussi par les besoins quotidiens en énergie métabolisable qui sont inférieurs pour la croissance fœtale en hiver (2,4 MJ) que pour la lactation en été (6,4 MJ) (Säkkinen, 2005).

La consommation d'eau est diminuée en hiver puisque peu disponible, l'eau est alors ingérée sous forme de neige ou issue des aliments ingérés (Dieterich et Morton, 1990).

La modification des conditions environnementales en hiver entraîne donc un déficit hydrique, minéral, énergétique et protéique auquel le renne s'adapte.

I.3.3 – Alimentation dans le cadre de l'élevage

En système d'élevage, le but est d'obtenir un approvisionnement stable en viande et de limiter les pertes dues au déficit de l'alimentation hivernale. Certains élevages d'Amérique du Nord et d'Europe du Nord distribuent ainsi l'alimentation sous forme de rations afin que les aliments disponibles pour le renne ne soient plus soumis aux variations saisonnières. Cette alimentation peut être distribuée en complément du pâturage, ou sous forme de ration complète.

Différentes rations complètes ont été testées dans les années 1980 à la station de recherche sur le renne de Kaamanen en Finlande (Unité de Recherche sur le renne de l'institut de recherche sur la pêche et le gibier). Ces rations contenaient du lichen, du foin, de la pulpe sèche mélassée, de la prêle séchée, de l'avoine et des concentrés. La ration d'été retenue contenait 20,7 % de protéines brutes, 6,1 % de lipides, 13,9 % de fibres brutes et 48,6 % d'extractif non azoté (Fédry, 2007)

En Alaska, l'Université de Fairbanks utilise deux rations complètes différentes pour l'été et l'hiver, avec une période de transition entre les deux rations. La ration d'été est plus riche en protéines (16 % de protéines brutes) que la ration d'hiver (14 % de protéines brutes) et est proposée en printemps, été et automne afin de subvenir à l'augmentation des besoins nutritionnels au moment de la mise bas et de la lactation (printemps), de la croissance (été) et de la période de reproduction (automne). Deux types de source de protéines sont utilisées : la farine de poisson ou le tourteau de soja (la farine de poisson est un sous-produit de la pêche, activité très présente en Alaska, et représente donc un aliment disponible à un coût raisonnable). La composition moyenne de rations à base de tourteau de soja est la suivante : orge 42 à 62 %, foin 20 %, avoine 5 à 20 %, tourteau de soja 3 à 12 %, mélasse 2,6 %, huile de maïs 1 à 2 %, complément minéral et vitaminé 3 %.

Les transitions ont lieu vers mi-octobre et mi-février en respectant les changements suivants : remplacement de 25 % de l'ancienne ration avec la nouvelle ration pendant trois jours, puis 50 % pendant trois jours, puis 75 % pendant trois jours et enfin 100 %.

La composition nutritionnelle des rations est présentée dans le Tableau 2. Il ne s'agit pas de recommandations, mais d'un essai de ration appliquée à l'Université de Fairbanks en Alaska. Pour un animal de 110 kg, la ration consommée est d'en moyenne 1,65 kg par jour en hiver et 3,6 kg l'été. (University of Alaska Fairbanks – Reindeer Research Program, 2015).

Tableau 2 : Composition nutritionnelle d'une ration complète d'été à base de tourteau de soja (d'après University of Alaska Fairbanks, 2015)

Composant nutritionnel	Ration à base de soja	Ration à base de farine de poisson
NDF (%) (paroi végétale)	23,58	25,13
ADF (%) (lignocellulose)	9,52	10,00
Lignine (%)	1,54	-
Digestibilité (%)	-	85,55
Protéines brutes (%)	16,13	16,13
Phosphore (%)	0,41	0,42
Potassium (%)	0,79	0,78
Calcium (%)	0,73	0,64
Magnésium (%)	0,17	0,15
Soufre (%)	0,17	0,17
Sodium (ppm)	1214	1020
Cobalt (ppm)	0,8	0,7
Cuivre (ppm)	18,6	13,0
Fer (ppm)	168	184
Manganèse (ppm)	123	115
Molybdène (ppm)	0,6	0,9
Sélénium (ppm)	0,03	0
Zinc (ppm)	138	129

Les rations commerciales apportées en supplément de fourrages diffèrent grandement de la ration hivernale naturelle du renne par leur taux élevé en protéines (8 à 17 % de protéines brutes), en lipides et en minéraux. L'alimentation naturelle du renne est pauvre en lipides. Ils sont essentiels pour augmenter la valeur énergétique des rations commerciales, cependant une quantité trop importante peut dégrader la fonction ruminale. Leur proportion ne dépasse généralement pas 6 à 7% de matière sèche (Säkkinen, 2005).

Les principaux points à respecter concernant la distribution d'une ration complète ou d'aliments complémentaires concernent la fibrosité de la ration et la teneur en glucides. L'aliment ne doit pas être trop grossier ou trop riche en fibres, et la teneur en énergie et en glucides facilement fermentescibles doit être limitée afin d'éviter des phénomènes d'acidose ruminale (University of Alaska Fairbanks, 2015).

L'alimentation naturelle du renne est diversifiée en période estivale puis se réduit à l'utilisation de lichens et d'arbustes en hiver, seules ressources disponibles à cette saison en milieu arctique. La physiologie du renne est adaptée aux déficits causés par cette alimentation limitée en quantité et en qualité.

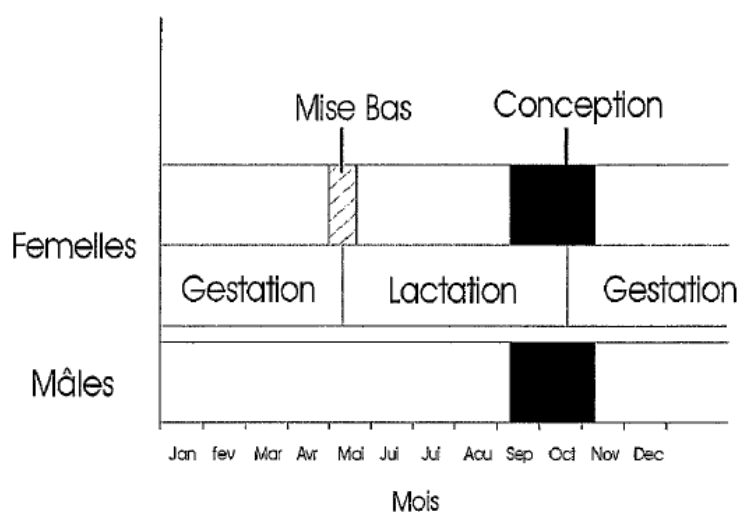
En système d'élevage, les déficits hivernaux peuvent être compensés par l'apport d'alimentation en complément du pâturage ou de rations complètes. Le taux de protéines brutes de la ration est alors plus faible en hiver (14 %) qu'en été (16 %).

I.4 – Reproduction

I.4.1 – Cycle de reproduction

Les rennes, comme la plupart des Cervidés, ont un cycle de reproduction de type poly-œstrus saisonnier. Ce cycle est présenté en Figure 10. La période de rut a lieu lorsque la photopériode diminue en automne et la mise-bas a lieu au printemps. Cette période est caractérisée par une activité du cycle ovarien chez la femelle et une augmentation du taux de testostérone chez le mâle (Ropstad, 2000). Le ratio est en général de un mâle pour 10 à 20 femelles (Blake *et al.*, 2007).

Figure 10 : Cycle de reproduction chez le renne (d'après Leynaud, 2003)



Chez le mâle, l'élévation du taux de testostérone a lieu en septembre, précédée d'un pic d'hormone folliculo-stimulante (FSH) en juin et d'un pic d'hormone lutéinisante (LH) en mai/juin (Bubenik *et al.*, 1997). Cette élévation du taux de testostérone est responsable du comportement de frayure à la fin de l'été. La période de rut dure de septembre à novembre. L'augmentation de l'activité et la diminution de la prise alimentaire pendant cette période peut occasionner des pertes de poids de près de 35 % (Blake *et al.*, 2007).

Chez la femelle, la mise en place de la cyclicité à l'automne est déclenchée par des élévations successives du taux de progestérone. L'activité du cycle ovarien est présente de septembre à février. Cette activité peut néanmoins durer jusque mi-février chez certaines femelles, menant à des mise-bas tardives en août (Ropstad *et al.*, 1995). Certaines observations suggèrent que l'activité ovarienne est précédée de la perte du velours deux à trois semaines plus tôt, mais aucune étude ne donne d'intervalle précis entre la perte du velours et la reprise de la cyclicité (Blake *et al.*, 2007).

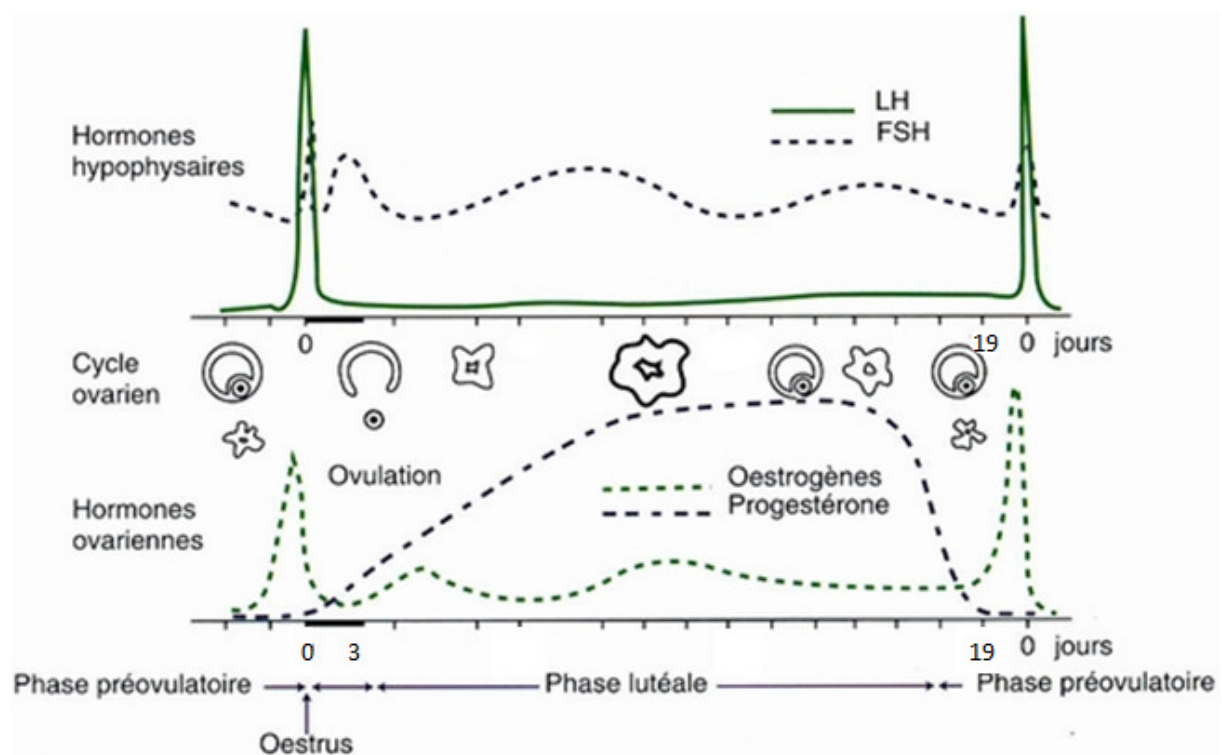
La durée moyenne d'un cycle est de 20 jours (de 13 à 33 jours) et se divise en deux phases :

- une phase folliculaire ou pré-ovulatoire de 3 jours
- une phase lutéale qui débute après l'ovulation et s'achève avec la régression du corps jaune

Le cycle ovarien est présenté en Figure 11. Le rôle et le profil des différentes hormones sont similaires chez la brebis. Ainsi, les œstrogènes sont responsables du comportement d'œstrus et l'hormone folliculo-stimulante (FSH), entraînant la croissance des follicules. Le pic de l'hormone lutéinique (LH) a lieu 48h après la chute de progestérone et précède l'ovulation.

La prostaglandine est le principal facteur de lutéolyse chez le renne. Elle est sécrétée de manière pulsatile et le premier pic de sécrétion précède la chute du taux de progestérone (Ropstad, 2000).

Figure 11 : Cycle ovarien chez la femelle renne (d'après Dudouet, 2003 - modifié)



L'œstrus, période définie par l'acceptation du chevauchement dure en moyenne 27h. Expérimentalement, ce comportement s'accompagne pendant 3 à 6h d'un intérêt général pour l'observateur et d'un relevé de la queue suite à la stimulation de la région péri-anale et vulvaire. Aucun écoulement vaginal ou odeur émanant de la région vulvaire n'est généralement observé (Ropstad *et al.*, 2000).

Le mâle et la femelle sont généralement pubères vers un an et demi (University of Alaska Fairbanks) mais peuvent l'être précocement à partir de six à huit mois d'âge. Certaines femelles peuvent ainsi mettre bas dès leur première année, le taux de mortalité des faons nés de ces gestations précoces est toutefois très élevé. Les recommandations concernant le renne semi-domestique suggèrent d'attendre l'âge de un an et demi ou un poids de 60 kg avant de mettre les femelles à la reproduction (Blake *et al.*, 2007). Les mâles n'expriment généralement les caractéristiques du rut qu'à partir de 3 ans lorsque d'autres mâles plus âgés sont présents (University of Alaska Fairbanks, 2015)

Le cycle de reproduction du renne est de type poly-œstrus saisonnier. La période de reproduction a lieu à l'automne et les mises-bas au printemps. Le cycle de la femelle dure 20 jours en moyenne et les profils hormonaux sont similaires à ceux observés chez la brebis.

I.4.2 – Gestation

Différentes études ont évalué la durée moyenne de gestation : elle apparaît être de 212 à 220 jours (216 jours en moyenne) d'après l'étude réalisée le plus récemment (Ropstad *et al.*, 2005).

Différentes hormones sont associées à la gestation : la progestérone, les œstrogènes, la prostaglandine de type PGF2 α et les protéines associées et spécifiques de la gestation (PAG et PSPB). Les taux de ces différentes hormones ont été étudiés dans le but de proposer des méthodes de diagnostics de gestation.

La progestérone est sécrétée par le corps jaune puis par les tissus fœto-placentaires, avec une grande variabilité du taux moyen et de la courbe de variation ainsi qu'une grande variabilité entre individus. La concentration plasmatique moyenne de progestérone augmente deux fois au cours de la gestation : à 24 et 3 semaines avant la mise-bas (Ropstad *et al.*, 2005). Il ne s'agit cependant pas d'une hormone spécifique de la gestation, les concentrations plasmatiques des animaux gestants pouvant être comparables à celles des animaux non gestants durant la phase lutéale, en particulier durant le premier cycle œstral. L'activité ovarienne pouvant se poursuivre jusqu'au mois de février, la mesure du taux plasmatique de cette hormone s'avère utile seulement pour un diagnostic de non gestation à cette période (Ropstad *et al.*, 1995).

Concernant les œstrogènes, chez le renne, il a été montré (Ropstad *et al.*, 2005) que les taux d'œstrogènes n'augmentent qu'à partir de 6 semaines avant la mise-bas, le niveau basal étant retrouvé une semaine après la mise-bas. Un diagnostic de gestation précoce par dosage des œstrogènes plasmatiques n'est donc pas réalisable pour cette espèce.

La prostaglandine de type PGF2 α (15 kétohydro- PGF2 α) est sécrétée par l'utérus et l'inhibition de la sécrétion de cette hormone permet le maintien du corps jaune et de la gestation. Les dosages effectués chez le renne révèlent une augmentation en fin de gestation avec un retour au niveau basal trois semaines après la mise-bas (Ropstad *et al.*, 2005).

Les glycoprotéines associées à la gestation (PAG : *pregnancy associated glycoproteins*) et les protéines spécifiques de la gestation (PSPB : *pregnancy specific protein*) sont des glycoprotéines produites uniquement par le placenta et le fœtus. Elles sont donc spécifiques de l'état gestant et sont détectables dans la circulation maternelle à un mois de gestation. Le taux plasmatique des PAGs augmente 21 à 30 jours après la date estimée de fécondation et atteint son maximum à la mise-bas, puis n'est plus détectable environ un mois après (Ropstad *et al.*, 2005).

I.4.3 – Diagnostic de gestation

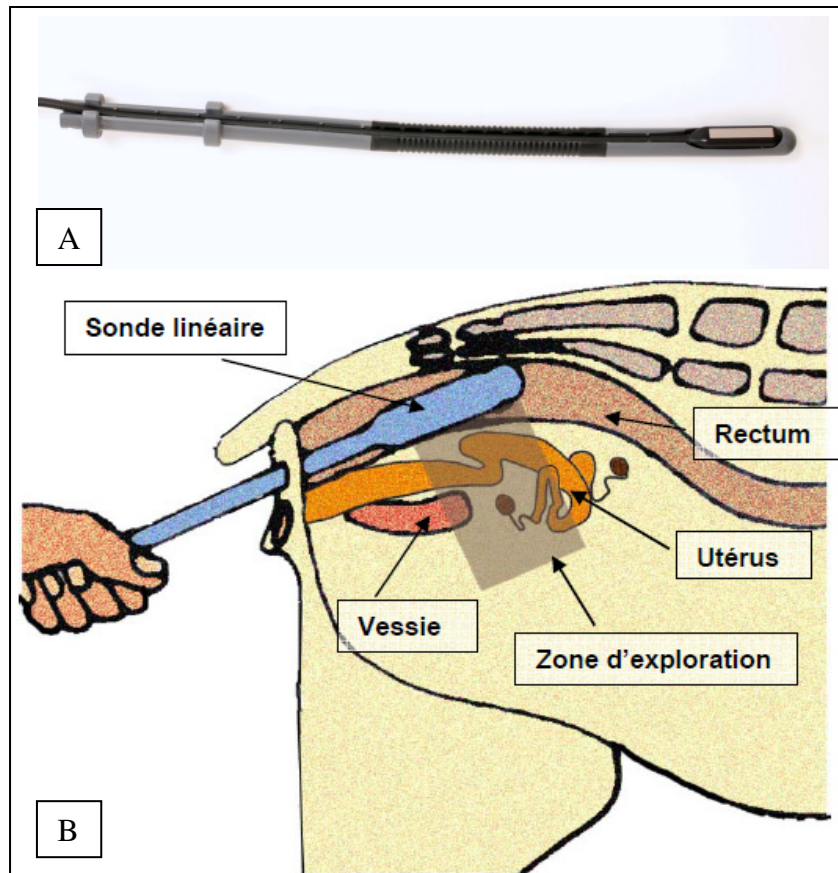
Comme expliqué en partie I.1.3, les femelles gestantes perdent leurs bois en mai/juin, tandis que les femelles non gestantes les perdent à la fin de l'automne. La persistance des bois durant l'hiver n'est cependant pas toujours une observation fiable pour confirmer ou infirmer une gestation. Dans la région de Fairbanks, en Alaska, il a ainsi été observé que 11 % des femelles gestantes de la sous-espèce *Rangifer tarandus tarandus* et 68 % de la sous-espèce *Rangifer tarandus caribou* ne conservaient pas leurs bois jusqu'à la mise-bas. La persistance des bois permet donc de confirmer l'état gestant, mais leur absence ne donne pas d'information à ce sujet (Blake *et al.*, 2007).

La connaissance du statut gestant ou non gestant peut présenter un intérêt pour cibler les femelles à compléter au niveau alimentaire, et réformer précocement les femelles non gestantes. Le moment de l'année le plus adapté pour effectuer ce diagnostic se situe lorsque les animaux sont rassemblés pour le comptage, la sélection des animaux à abattre et la sélection des animaux à supplémenter au niveau alimentaire (Savela *et al.*, 2009).

Le diagnostic de gestation chez le renne peut s'effectuer par échographie transrectale ou transabdominale, par dosage de la progestérone plasmatique et par dosage des glycoprotéines associées à la gestation (PAGs) (Ropstad *et al.*, 2005).

À l'inverse de ce qui est pratiqué chez les bovins, la palpation transrectale n'est pas communément utilisée pour le diagnostic de gestation chez le renne. L'échographie présente l'intérêt d'être rapide à réaliser et de donner une réponse en temps réel, mais nécessite une aide à la contention pour tenir l'animal durant l'examen et demande une grande technicité de la part du manipulateur. Elle se réalise par voie transrectale avec une sonde linéaire de 5 MHz à partir de la troisième semaine de gestation présumée (Vahtiala *et al.*, 2004). La petite taille des animaux requiert l'utilisation d'un extenseur (une pièce légèrement incurvée recouverte d'un tuyau en plastique pour stabiliser la sonde et le cordon qui la relie à l'échographe), afin que le manipulateur puisse guider la sonde de l'extérieur (Blake *et al.*, 2007). Ce matériel est présenté en Figure 12.

Figure 12 : Réalisation de l'échographie par voie transrectale, (A) : exemple de matériel utilisé (d'après E.I. Medical Imaging Portable Ultrasound Solutions, 2011), (B) : manipulation de la sonde (d'après Calais et Dreno, 2004)



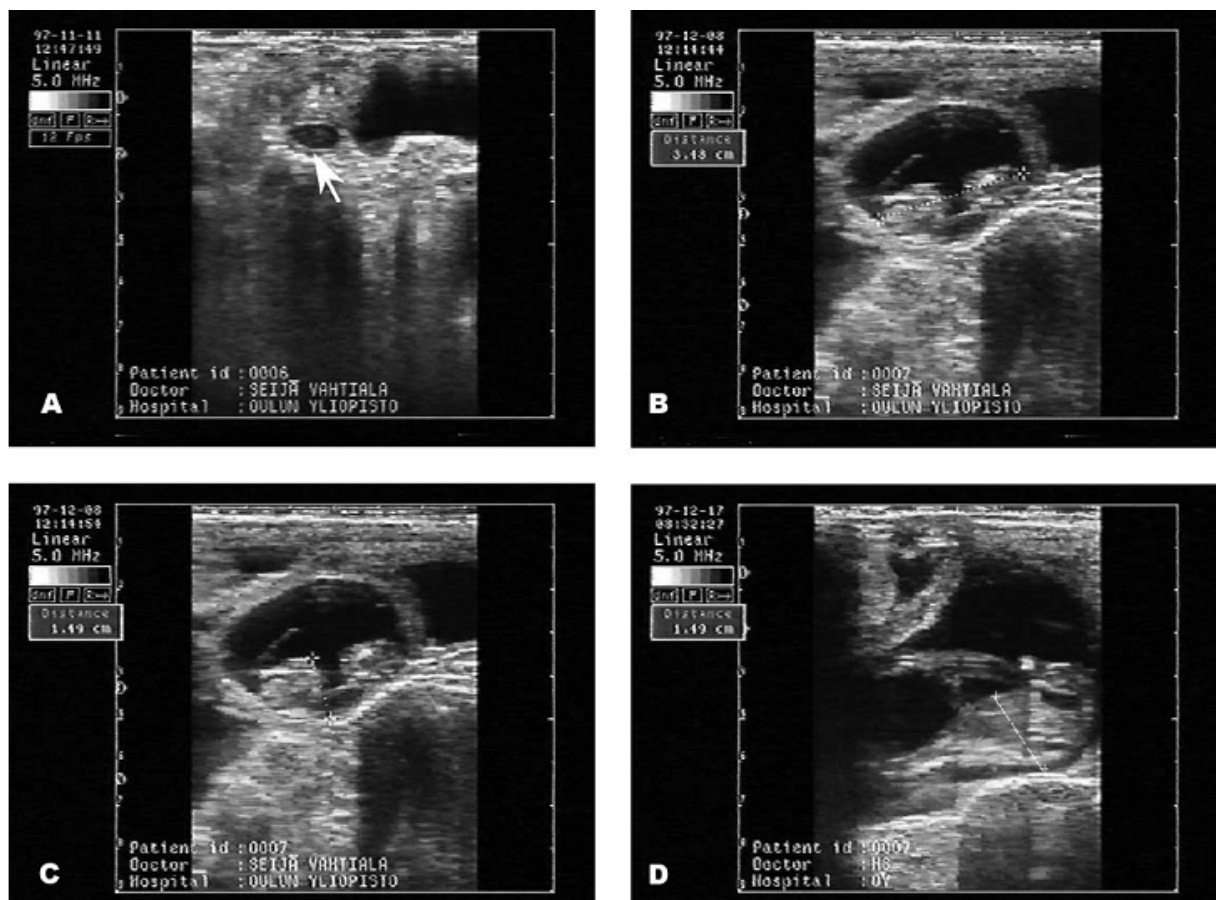
À partir de 13 semaines de gestation, les cornes utérines plongent dans la cavité abdominale et ne sont plus accessibles par voie transrectale, une échographie transabdominale est alors réalisable avec une sonde sectorielle de 3 MHz, la zone de contact étant alors située sur la paroi abdominale crânialement à la mamelle (Vahtiala *et al.*, 2004).

Le diagnostic peut s'effectuer dès 3 à 6 semaines de gestation supposée, par détection de fluide dans l'utérus gravide. La précision du diagnostic augmente avec l'avancée de la gestation. Ainsi dans l'étude de Vahtiala *et al.* (2004), les proportions de femelles correctement détectées comme étant gestantes étaient de 15 % à la troisième semaine, 46 % à la quatrième semaine, 77 % à la cinquième semaine et 92 % à la sixième semaine. Le fluide détecté dans l'utérus peut être confondu avec un liquide anormal en cas de situation pathologique, cependant les battements de cœur fœtaux peuvent être détectés à partir de 5 à 8 semaines de gestation. Le diagnostic devrait donc se baser sur la visualisation d'un fœtus vivant pour diminuer les risques d'erreur.

D'autre part, l'échographie permet de donner une information sur la morphologie du fœtus par la mesure de la distance du crâne au bassin et de la largeur et la profondeur du thorax. Les premières mesures de la distance du crâne au bassin sont réalisables à partir de 3 semaines, celles de la largeur du thorax à partir de 4 semaines, et de la profondeur du thorax à

partir de 5 semaines. La mesure du diamètre de la corne utérine et de la distance du crâne au bassin devient difficile à partir de 9 semaines en raison de la taille du fœtus et de la position de l'utérus (Vahtiala *et al.*, 2004). Les mesures réalisables à partir d'images échographiques sont présentées en Figure 13.

Figure 13 : Images échographiques : (A) fœtus, indiqué par une flèche blanche, à 5 semaines - (B) mesure de la distance de la tête au bassin à 8 semaines - (C) largeur de la cavité thoracique à 8 semaines - (D) profondeur de la cavité thoracique à 10 semaines de gestation. Les dimensions fœtales (images B à D) sont indiquées par des traits blancs (d'après Vahtiala *et al.*, 2004)



Les techniques de détection moléculaires se font sur analyse de sang. Des moyens de contention pour la réalisation de la prise de sang et la possession d'une centrifugeuse afin de pouvoir réaliser les analyses ultérieurement dans un laboratoire adapté sont donc nécessaires. Les concentrations hormonales étant très variables, leur utilisation en tant que test de diagnostic de gestation se base sur la sélection d'une concentration seuil. Les différentes études réalisées sur ce sujet ont défini 7 nmol/L pour la progestérone plasmatique et 2 ng/mL pour les PAGs comme concentrations seuils indiquant une gestation (Vahtiala *et al.*, 2004).

Savela *et al.* (2009) ont étudié la qualité de trois de ces techniques de diagnostic de gestation : l'échographie transrectale avec une sonde linéaire de 7,5 MHz, le dosage plasmatique de la progestérone et des PAGs. La sensibilité, la spécificité, les valeurs prédictives et la précision globale ont été calculées en fonction des résultats de mise-bas après utilisation de ces moyens de détection. Les diagnostics ont été réalisés sur trois périodes différentes entre 5 et 16 semaines de gestation. Pour l'échographie transrectale avec utilisation d'un extenseur (matériel décrit au début de cette partie), la sensibilité a été de 99,4 % et la spécificité de 100 %. Seul un diagnostic de non gestation s'est révélé incorrect, il s'agissait d'un diagnostic à 5 semaines. Contrairement à ce qui avait été observé dans l'étude de Vahtiala *et al.* (2004) décrite au début de cette partie, les échographies réalisées par voie transrectale après 13 semaines ont pu donner des diagnostics positifs corrects, le fœtus ou le fluide fœtal étaient suffisamment visibles. Concernant le dosage plasmatique de progestérone, la spécificité a été de 85,2 % tandis que la sensibilité a varié de 96,4 % à 81,5 % pour des valeurs seuils de 5,0 nmol/L et 8,0 nmol/L respectivement. Enfin, la sensibilité a diminué de 99,4% à 58,3% pour des valeurs seuils de 0,5 ng/mL à 3,5 ng/mL pour les PAG plasmatiques, et la spécificité a atteint 100% pour une valeur seuil de 3,0 ng/mL. Il apparaît que l'échographie transrectale montre les meilleures valeurs diagnostiques comparé au dosage plasmatique des PAGs et de la progestérone, en présentant en plus l'avantage que le diagnostic peut être réalisé en direct.

I.4.5 – Facteurs influençant la reproduction

Traditionnellement les rennes sont élevés pour se reproduire et grandir sur des pâtures qui sont leur unique source d'alimentation, la productivité est donc très dépendante des changements environnementaux et en particulier de la nourriture disponible. Les facteurs influençant la reproduction sont ainsi les suivants :

- Le poids des animaux reproducteurs : comme chez de nombreux mammifères, la fertilité est corrélée à l'état d'engraissement. Comme expliqué en I.4.1 la puberté est également associée à un poids critique au-delà duquel la femelle peut procréer, il est d'environ 60 kg pour les rennes semi-domestiques en Norvège et en Finlande.
- La densité de population : une augmentation de la population entraîne une réduction rapide de la qualité et la quantité de nourriture disponible par animal sur les pâtures, le poids des animaux et donc la fertilité peuvent ainsi être affectés.
- L'âge des animaux reproducteurs : les probabilités les plus élevées de gestation se situent dans des classes d'âge de 4 à 9 ans.
- Le poids du veau à la naissance : les veaux pèsent entre 4 et 7 kg dans les premiers jours de vie, il a été observé que les veaux survivant à la saison de vêlage sont parmi les plus lourds à la naissance.

(Ropstad, 2000)

I.4.6 – Mise-bas

Lors de l'approche de la parturition, la femelle devient agitée et s'isole du reste du troupeau. Elle met généralement bas en position couchée, mais peut alterner entre la position debout ou couchée de façon répétée. La naissance a ensuite lieu quelques minutes à une heure après le début des efforts expulsifs (Blake *et al.*, 2007).

La femelle renne ne donne généralement naissance qu'à un seul petit. La position normale du veau pour la naissance est présentée en Figure 14. Une aide peut être envisagée si des difficultés apparaissent, notamment si le veau est mal positionné. Deux signes peuvent indiquer que la femelle est en difficulté pour mettre bas : si un membre ou la tête du veau est visible à l'entrée du vagin pendant plus d'une demi-heure et si la femelle a des efforts expulsifs pendant plus d'une heure. Les manœuvres obstétricales à mettre en place lors de dystocie sont alors les mêmes que chez les ovins et bovins. En cas d'intervention, il faut veiller à ne pas stresser la femelle afin d'éviter qu'elle abandonne le veau par la suite (Dieterich et Morton, 1990).

Figure 14 : Présentation habituelle du veau lors de la mise-bas (Dieterich et Morton, 1990)



Un veau sain pèse entre 4 et 7 kg et se met debout dans l'heure qui suit la mise-bas pour commencer à téter (Dieterich et Morton, 1990 ; Oksanen, 1999). Le placenta est expulsé dans les deux heures qui suivent la mise-bas. Les rétentions placentaires sont rares, excepté en cas d'avortement (Blake *et al.*, 2007).

I.4.7 – Lactation

La croissance du veau est très rapide au début de l'été, son poids double au cours du premier mois de vie pour atteindre 50 kg en septembre-octobre.

La lactation dure jusqu'à la période de rut suivant la mise bas, soit 24 à 26 semaines, pour une production totale moyenne de lait de 99,5 kg. Un pic de production est observé vers 3 semaines post-partum avec une production moyenne de lait de 983 g/j.

Le lait de renne est plus riche et plus énergétique que le lait de brebis ou de vache. Les compositions moyennes sont données dans le Tableau 3. Plus le stade de lactation est avancé, plus le lait est riche en lipides et protéines et pauvre en lactose. Cette richesse est adaptée aux besoins de croissance du veau : en effet, un développement rapide est nécessaire afin de favoriser la survie au stress hivernal (Gjøstein *et al.*, 2004).

Tableau 3 : Composition du lait de renne en comparaison avec le lait de vache et le lait de brebis (Fédry, 2007)

Composant	Valeur moyenne sur une lactation Renne	Valeur moyenne sur une lactation Vache	Valeur moyenne sur une lactation Brebis
Lipides (g/100 g)	15,5	4	7,1
Protéines (g/100 g)	9,9	3,2	5,7
Lactose (g/100 g)	2,5	4,8	5,1
Rapport protido-lipidique	0,66	0,89	0,73
Energie brute (kJ/g)	8,7	3,1	4,61

La gestation du renne dure environ 7 mois. La mise-bas se déroule généralement sans intervention. La lactation dure environ 6 mois et la richesse du lait produit est adaptée aux besoins de croissance élevés du veau en été.

Le diagnostic de gestation se base sur différentes techniques : échographie, dosage de progestérone plasmatique et dosage des PAGs. L'échographie apparaît comme la technique de choix en raison de sa spécificité et sensibilité élevées, et présente également l'intérêt de pouvoir être réalisée en direct.

1.5 – Paramètres physiologiques

1.5.1 – Température

Une étude réalisée sur des rennes semi-domestiques en Finlande a étudié les variations de la température corporelle du renne au cours de la journée. Les mesures de température étaient réalisées à l'aide d'une sonde insérée sous la peau au niveau de l'espace inter-scapulaire et connectée à un système de collection de données. La température moyenne observée était de 37,2 °C sur la journée, avec un minimum de 36,4 °C le matin et un maximum de 38,2 °C dans l'après-midi. Les variations observées au cours de la journée pouvaient cependant être reliées à des changements de température de la peau en fonction de la température extérieure ou de l'activité physique des animaux (Säkinen *et al.*, 2004).

1.5.2 – Fréquence cardiaque

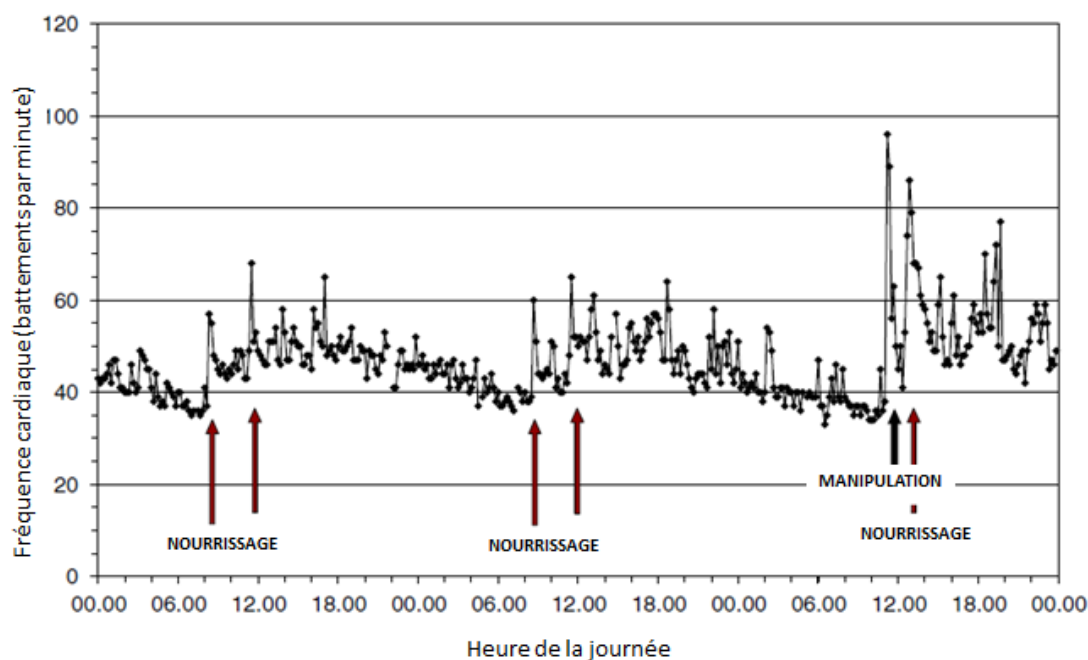
La fréquence cardiaque, tout comme la température corporelle, est susceptible de varier au cours de la journée. Une étude a ainsi été réalisée aux mois de février et mars au jardin zoologique de l'université de Oulu en Finlande sur des rennes âgés de 6 à 7 mois afin de mesurer la fréquence cardiaque au cours de la journée et lors de différents comportements

(Eloranta *et al.*, 2002). Les rennes étaient équipés de moniteurs de fréquence cardiaque constitués d'électrodes insérées par voie sous-cutanée et connectées à un système de collection de données. Un rythme circadien a été observé, avec des fréquences cardiaques minimales la nuit et aux heures matinales, et des fréquences plus élevées le midi et l'après-midi. La fréquence cardiaque moyenne sur une journée était de 42,5 battements par minute (bpm), avec des valeurs moyennes de 146 bpm pendant une période de course provoquée par un manipulateur humain, de 52 bpm en période de déplacement et de 42 à 49 bpm pour différents comportements (interactions entre individus, alimentation).

Une étude similaire a été réalisée durant le mois de mai (Säkkinen *et al.*, 2004) et a mis en évidence une fréquence cardiaque moyenne de 51,9 bpm, avec une fréquence cardiaque minimale dans la nuit (38,6 bpm) et maximale dans l'après-midi (112,4 bpm).

Enfin une étude a été réalisée durant le mois de janvier sur des rennes semi-domestiques de huit mois provenant également de la station de recherche de l'université de Oulu en Finlande (Nilsson *et al.*, 2006). La Figure 15 montre les résultats sur trois jours pour un renne, avec une période de manipulation (prise de sang ou changement du matériel de prise de données) au troisième jour. La fréquence cardiaque a varié entre 32 et 96 bpm pendant l'expérience, avec deux pics à 54 et 56 bpm en moyenne à huit heures et à midi, horaires coïncidant avec l'alimentation. Les valeurs baissaient de manière continue pendant la nuit, avec une valeur minimale à six heures. La fréquence cardiaque maximale a été observée au moment de la manipulation.

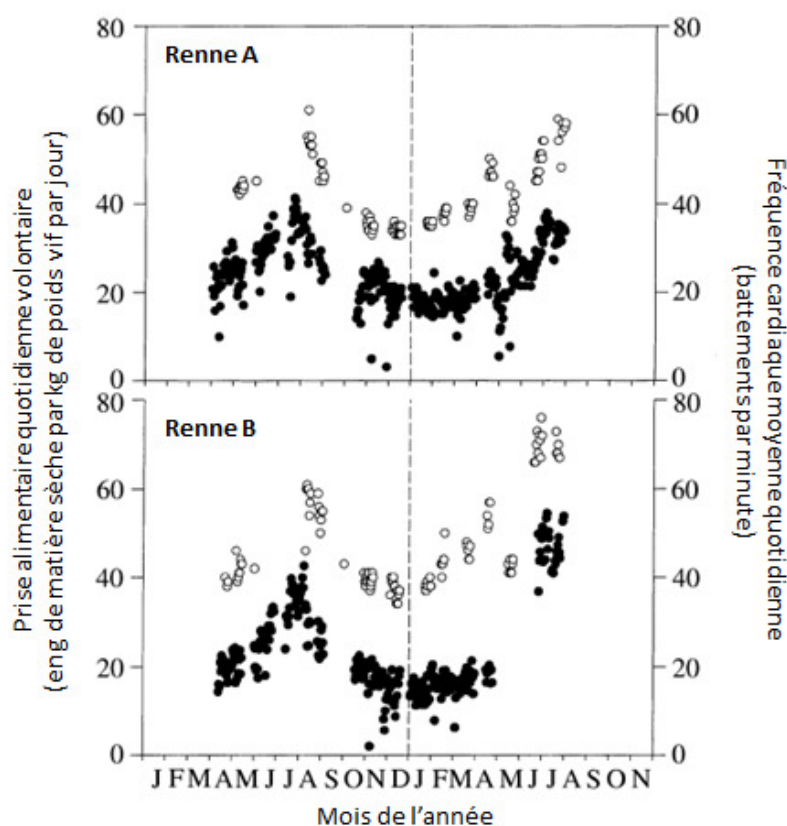
Figure 15 : Variations de la fréquence cardiaque (en battements par minute) sur trois jours chez un renne en fonction de l'heure de la journée et des périodes de nourrissage et de manipulation (d'après Nilsson *et al.*, 2006)



Les rennes connaissent une variation de leur prise alimentaire, avec un minimum en hiver et un maximum en été, comme expliqué en partie I.3. La digestion est connue pour avoir des effets à court terme sur la fréquence cardiaque en raison de l'augmentation de la perfusion des tissus de l'appareil digestif. Une étude a ainsi été réalisée afin d'observer les variations saisonnières de fréquence cardiaque et de prise alimentaire chez le renne (Meistig *et al.*, 2000). L'étude a été réalisée sur deux rennes semi-domestiques captifs âgés d'un an. Les animaux étaient exposés aux conditions climatiques et à la lumière naturelle. Les rennes ne disposaient pas de pâture naturelle mais étaient nourris une fois par jour avec une ration disponible *ad libitum*. La prise alimentaire était calculée quotidiennement et la fréquence cardiaque relevée une semaine par mois par un moniteur constitué d'électrodes insérées par voie sous-cutanée et connectées à un émetteur.

Les résultats de l'étude, présentés en Figure 16, montrent que la fréquence cardiaque et la prise alimentaire varient annuellement selon le même cycle. La fréquence cardiaque moyenne était ainsi maximale en juillet/août et minimale en janvier/février. Les valeurs maximales étaient de 51,3 et 58,5 battements par minute respectivement pour le renne A et le renne B, et les minimales de 34,2 et 37,2 battements par minute.

Figure 16 : Evolution de la prise alimentaire quotidienne volontaire (●) et de la fréquence cardiaque moyenne quotidienne (○) en fonction des mois de l'année sur deux rennes (d'après Meistig *et al.*, 2000)



Les paramètres physiologiques du renne (température, fréquence cardiaque) varient au cours de la journée et des saisons, avec des valeurs moyennes de 37,2 °C pour la température corporelle, et de 42,5 à 51,9 bpm pour la fréquence cardiaque.

I.5.3 – Paramètres sanguins

Les valeurs biochimiques et hématologiques physiologiques du renne ont été établies par différents auteurs. Une étude a été réalisée en 1990 sur des rennes élevés en Alaska à la station expérimentale de l'Université de Fairbanks (Dieterich et Morton). Plus récemment une étude a été réalisée en 2010 sur des caribous au Canada (*Rangifer tarandus caribou*) (Johnson *et al.*) puis en 2013 sur des rennes sauvages de Norvège (*Rangifer tarandus tarandus*) (Miller *et al.*). Les animaux prélevés étaient en bonne santé apparente et ont été sédatisés pour la réalisation du prélèvement dans les études de 2010 et 2013. Les résultats sont présentés dans les Tableaux 4 et 5. Les écarts observés entre les différentes études peuvent être reliés aux techniques utilisées pour la réalisation des prélèvements (sédation ou non), à l'état de santé des individus prélevés et au matériel utilisé pour l'analyse des prélèvements.

Tableau 4 : Paramètres biochimiques du renne et du caribou semi-domestique (d'après Dieterich et Morton, 1990 ; Johnson *et al.*, 2010 ; Miller *et al.*, 2013)

Paramètre biochimique	Dieterich et Morton, 1990 Valeur moyenne +/- écart type	Johnson <i>et al.</i>, 2010 Valeur moyenne +/- écart type	Miller <i>et al.</i>, 2013 Valeur moyenne +/- écart type
Aspartate Aminotransférase (U/L)	-	81,6 +/- 25,69	104 +/- 6
Alanine Transaminase (U/L)	-	-	38 +/- 2
Phosphatase Alcaline (U/L)	-	-	257 +/- 20
Créatine Kinase (U/L)	-	-	356 +/- 37
Lactate Déshydrogénase (U/L)	-	-	961 +/- 41
Gamma-Glutamyl Transpeptidase (U/L)	-	24,39 +/- 17,07	24 +/- 2
Glutamate Déshydrogénase (U/L)	-	-	6 +/- 2
Amylase (U/L)	-	-	45 +/- 3
Lipase (U/L)	-	-	14 +/- 1
Protéines totales (g/L)	75 +/- 1	70,73 +/- 8,76	62 +/-1
Albumine (g/L)	-	38,56 +/- 3,97	-
Globulines (g/L)	-	32,17 +/- 6,39	-
Fibrinogène (g/L)	3 à 5	-	-
Sorbitol Déshydrogénase (U/L)	-	4,13 +/- 3,08	-
Cortisol (nmol/L)	-	169,93 +/- 65,04	299 +/- 15
Urée (mmol/L)	5,8 +/- 1	1,98 +/- 0,81	4,5 +/- 0,6
Créatinine (µmol/L)	-	211,79 +/- 39,97	178 +/-3
Acide urique (µmol/L)	21,4 +/- 4,2	-	4 +/-2
Bilirubine totale (µmol/L)	5,3 +/- 0,9	2,51 +/- 0,96	2 +/-0
Cholesterol (mmol/L)	1,8 +/- 0,3	-	1, 5 +/- 0,0
Triglycérides (mmol/L)	-	-	0,2 +/- 0,0
Acides Gras Libres (free fat acids) (mmol/L)	-	-	0,6 +/- 0,1
β-hydroxybutyrate (mmol/L)	-	-	0,8 +/- 0,1
Glucose (mmol/L)	5,55 +/- 1,2	8,27 +/- 2,43	6,7 +/- 0,7

Paramètre biochimique	Dieterich et Morton, 1990 Valeur moyenne +/- écart type	Johnson <i>et al.</i>, 2010 Valeur moyenne +/- écart type	Miller <i>et al.</i>, 2013 Valeur moyenne +/- écart type
Phosphore (mmol/L)	-	1,72 +/- 0,42	1,4 +/- 0,1
Calcium (mmol/L)	2,4 +/- 0,2	2,59 +/- 0,29	2,4 +/- 0,0
Magnesium (mmol/L)	0,9 +/- 0,1	1,09 +/- 0,14	0,88 +/- 0,02
Sodium (mmol/L)	145 +/- 8	143,36 +/- 13,65	144 +/- 1
Potassium (mmol/L)	5 +/- 0,8	4,53 +/- 1,15	3,6 +/- 0,1
Chlore (mmol/L)	-	94 +/- 11,9	101 +/- 0
Fer (μmol/L)	-	-	27 +/- 1
Cuivre (μmol/L)	-	-	11 +/- 0
Zinc (μmol/L)	-	-	11 +/- 0
Selenium (μg/g sang)	-	-	0,21 +/- 0,01
Bicarbonate (mmol/L)	-	8,66 +/- 3,55	-
Phosphate inorganique (mg/L)	68 +/- 9	-	-

Tableau 5 : Paramètres hématologiques du renne semi-domestique (d'après Dieterich et Morton, 1990 ; Miller *et al.*, 2013)

Paramètre hématologique	Dieterich et Morton, 1990 Valeur moyenne +/- écart type	Miller <i>et al.</i>, 2013 Valeur moyenne +/- écart type
Hématies (x10 ⁶ /L)	9,5 +/- 1,5	10,70 +/- 0,17
Hémoglobine (g/L)	151 +/- 40	173 +/- 2,58
Hématocrite (%)	45 +/- 5	47 +/- 1
Volume Globulaire Moyen (fL)	-	44,4 +/- 0,3
Teneur Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine (pg)	-	16,3 +/- 0,1
Concentration Corpusculaire Moyenne en Hémoglobine (g/L)	-	366 +/- 2
Indice de Distribution des Globules Rouges (%)	-	14,4 +/- 0,2
Taux d'hémoglobine (g/L)	-	24,9 +/- 0,8
Plaquettes (x10 ⁹ /L)	-	253 +/- 24
Volume plaquettaire moyen (fL)	-	5,2 +/- 0,2
Leucocytes (x10 ⁹ /L)	-	2,96 +/- 0,19
Neutrophiles (x10 ⁹ /L)	-	1,91 +/- 0,18
Neutrophiles (%)	45 +/- 10	62,0 +/- 2,8
Lymphocytes (x10 ⁹ /L)	-	0,90 +/- 0,06
Lymphocytes (%)	40 +/- 10	31,4 +/- 2,6
Monocytes (x10 ⁹ /L)	-	0,01 +/- 0,01
Monocytes (%)	3 +/- 2	0,4 +/- 0,1
Éosinophiles (x10 ⁹ /L)	-	0,00 +/- 0,00
Éosinophiles (%)	5 +/- 5	0,1 +/- 0,0
Basophiles (x10 ⁹ /L)	-	0,05 +/- 0,01
Basophiles (%)	3 +/- 2	1,5 +/- 0,3
Cellules indifférenciées (LUC) (x10 ⁹ /L)	-	0,16 +/- 0,01
Cellules indifférenciées (LUC) (%)	-	5,26 +/- 0,5

I.6 – Pathologie

Le renne est sensible à de nombreuses affections connues chez les ruminants domestiques (bovins, ovins, et caprins). Nous présenterons ici les principales affections décrites dans la littérature en raison de leur importance sanitaire, des pertes occasionnées ou de la présence de cas observés.

I.6.1 – Affections parasitaires

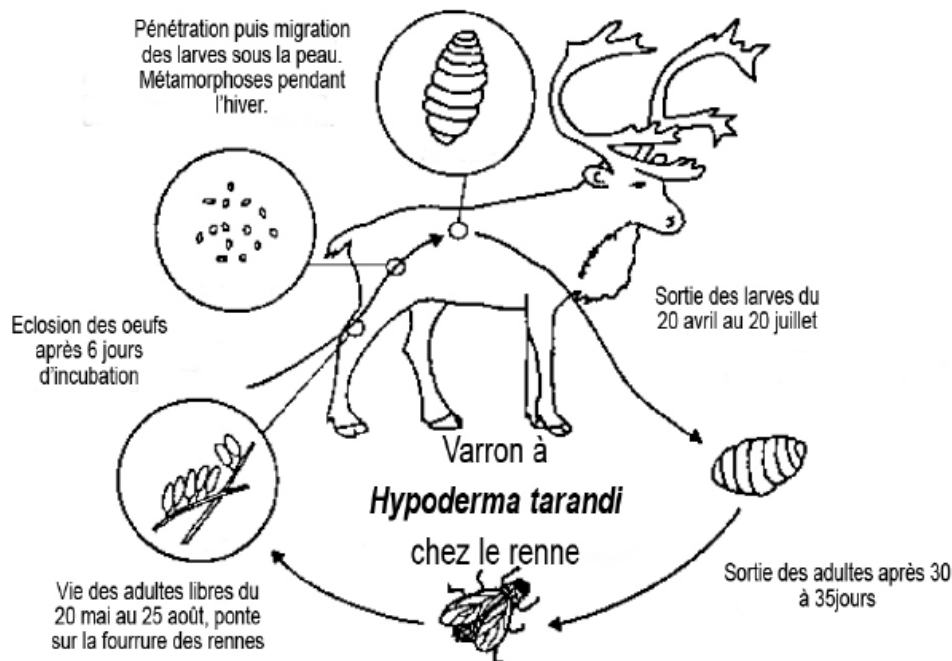
I.6.1.1 – Entomoses et acarioses

- **Hypodermose**

Le varron *Hypoderma tarandi* se distribue dans les régions de l'hémisphère Nord où les différentes sous-espèces de renne vivent : Scandinavie, Russie, Alaska, Canada, Groenland, mais cette affection est absente en Islande, au Svalbard et dans la partie la plus septentrionale du Canada. Une latitude élevée, un paysage plat et ouvert, une végétation peu développée et une forte concentration de rennes semblent être des conditions favorables pour le maintien de forts taux d'infestation (Åsbakk *et al.*, 2014).

L'agent responsable est une mouche de la famille des Œstres et le cycle parasitaire est le même que chez les bovins, présenté en Figure 17. La présence des larves est à l'origine de lésions cutanées mais peut aussi être responsable d'un affaiblissement généralisé des animaux fortement parasités, pouvant parfois entraîner la mort. Une baisse de croissance chez les jeunes parasités est aussi observée (Oksanen, 1999).

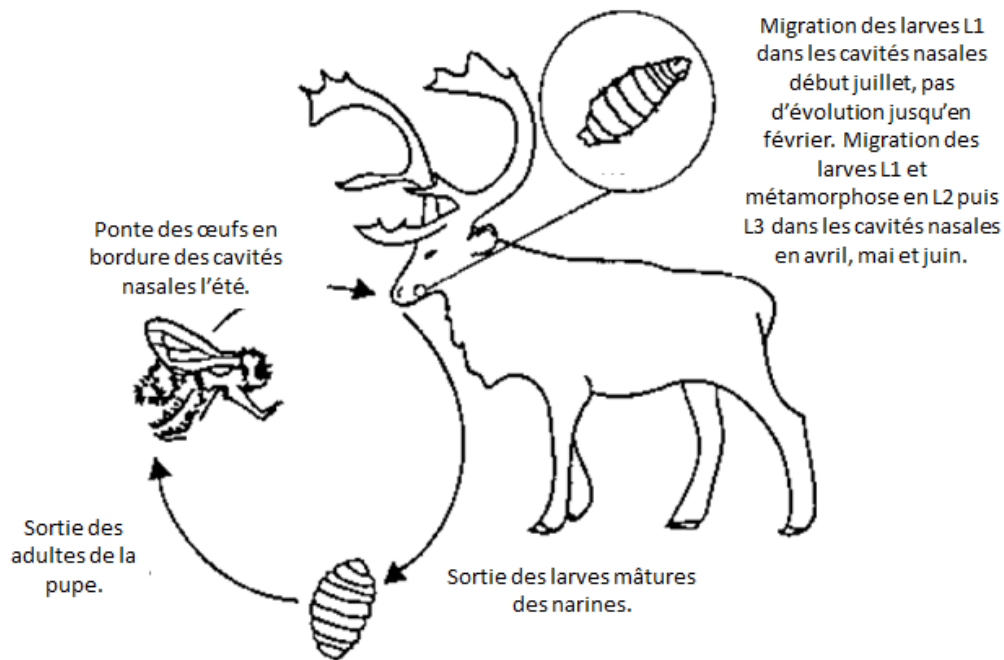
Figure 17 : Cycle de *Hypoderma tarandi* chez le renne (d'après Fédry, 2007).



- **Myiase naso-pharyngée**

L'œstre *Cephenemyia trompe* est responsable de rhinites et de rhinosinusites chez les animaux parasités de façon similaire à *Æstrus ovis*, agent de l'œstrose ovine. Le cycle parasitaire est présenté en Figure 18. La mouche adulte n'est pathogène que par le dérangement qu'elle cause, c'est la migration des larves L1 qui est responsable des symptômes observés. L'expulsion des larves L3 provoque des éternuements.

Figure 18: Cycle de *Cephenemyia trompe* chez le renne (d'après Dieterich et Morton, 1990)



- **Linguatulose imaginaire**

Cette affection est causée par l'agent *Linguatula artica* qui infecte les cavités nasales du renne en tant qu'hôte définitif. Ce parasite semble n'infecter que les veaux. Une transmission directe des jeunes rennes de un an aux nouveau-nés lors du pâturage d'été est également supposée (Haugerud *et al.*, 2010).

- **Insectes**

Le harcèlement par les insectes est fréquemment décrit dans les ouvrages traitant de l'élevage du renne. Ce phénomène survient lors des périodes de grosses chaleurs estivales. Les animaux luttent contre ces insectes et en subissent les effets : réactions locales aux points de piqûres, affaiblissement dû à la spoliation sanguine et modifications comportementales. Il a ainsi été montré que le harcèlement par les insectes avait un effet négatif sur le poids des veaux à l'automne, probablement par une réduction du temps d'alimentation et une augmentation de l'activité, et également indirectement par une influence négative sur la production de lait par la mère. Ce phénomène semble également avoir des conséquences sur les performances futures de reproduction, sur le poids du veau à la naissance et donc sur la mortalité néonatale (Weladji *et al.*, 2003).

- **Poux et gales**

Les rennes peuvent être parasités par les agents de la gale sarcoptique et chorioptique. *Sarcoptes scabiei* est responsable du développement de vésicules cutanées se recouvrant de croûtes épaisses, et la dégradation de l'état général des rennes atteints peut être rapide en hiver. Les lésions de gale chorioptique sont plus localisées et moins sévères. Ces affections se retrouvent principalement en Russie. Au Canada et en Finlande, seuls quelques acariens chorioptiques non pathogènes (*Chorioptes texanus*) ont été retrouvés sur les oreilles de rennes (Oksanen, 1999).

D'après une revue des parasites du renne présents en Fennoscandie, les phtirioses à *Solenopotes tarandi* et *Bovicola tarandi* sont occasionnelles voire absentes (Josefsen *et al.*, 2014b).

I.6.1.2 - Helminthoses

- **Helminthes du système digestif**

Les principaux helminthes (vers) pouvant être retrouvés dans le système digestif du renne sont présentés dans le Tableau 6 ci-après :

Tableau 6 : Helminthes du système digestif du renne dans les régions où l'espèce est endémique (d'après Oksanen, 1999 ; Albon *et al.*, 2002 ; Nikander et Saari, 2007 ; Josefsen *et al.*, 2014b)

Type de parasite	Espèces retrouvées chez le renne	Localisation dans le système digestif
Nématodes (vers ronds)	<i>Ostertagia gruehneri</i> <i>Ostertagia arctica</i> <i>Marshallagia marshalli</i>	Caillette
	<i>Nematodirus tarandi</i> <i>Nematodirella longissimespiculata</i> <i>Capillaria</i> sp.	Intestin grêle
	<i>Skjrabinema tarandi</i> <i>Trichuris ovis</i>	Gros intestin
Trématodes (vers plats)	<i>Fasciola</i> sp., <i>Dicrocoelium</i> sp.	Foie
	<i>Paramphistomum cervi</i> <i>Paramphistomum leydeni</i>	Rumen
Cestodes (vers plats)	<i>Moniezia benedeni</i>	Intestin grêle
	<i>Echinococcus</i> sp. <i>Taenia hydatigena</i>	Foie

L'infestation a lieu au pâturage.

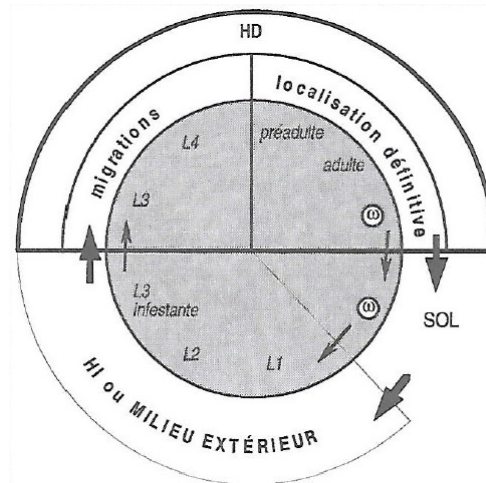
Concernant les trématodes et les cestodes, d'après une revue des parasites du renne présents en Fennoscandie, *Paramphistomum leydeni* et *Moniezia* sp. sont répandus, en

revanche *Dicrocoelium dendriticum* et les cysticerques de *Taenia hydatigena* apparaissent sporadiquement (Josefsen *et al.*, 2014b).

Les nématodes gastro-intestinaux sont ubiquitaires (Josefsen *et al.*, 2014b), le schéma général du cycle évolutif est présenté en Figure 19. Le renne constitue l'hôte définitif (HD) et la localisation définitive des adultes est spécifiée dans le Tableau 6.

Figure 19 : Schéma du cycle évolutif des nématodes (d'après Bussi  ras et Chermette, 1995).

HD : H  te Définitif, HI : H  te Intermédiaire, L : larve,    :   uf



La fréquence des différents nématodes varie selon les périodes de l'année. Une étude réalisée sur des rennes semi-domestiques pâturant dans leur habitat naturel au nord de la Finlande a ainsi étudié la dynamique des populations de nématodes par analyse des œufs contenus dans les fèces (Hrabok *et al.*, 2006b). Le nématode le plus abondant dans l'ensemble des prélèvements était *Ostertagia gruehneri*. Des œufs de *Capillaria* sp. ont été détectés chez de jeunes animaux et des adultes, en revanche les œufs de N  matodir  n  s (*Nematodirus* et *Nematodirella*) n'ont été détectés que chez des veaux. La quantité d'œufs d'*Ostertagia gruehneri*   tait plus importante l'été (de juillet à septembre), tandis que les œufs de *Capillaria* sp. et de N  matodir  n  s étaient plus présents les mois d'hiver (de novembre à février).

Les rennes peuvent également être hôtes de nématodes parasites des ovins et bovins. Une étude réalisée sur des veaux rennes, des veaux bovins et des agneaux a ainsi étudié la présence de nématodes gastro-intestinaux dans les carcasses d'animaux ayant reçu expérimentalement des larves infestantes L3 de nématodes (Hrabok *et al.*, 2006a). Les résultats ont montré que les veaux rennes étaient plus sensibles aux larves de nématodes gastro-intestinaux des ovins qu'aux larves plus spécifiques des bovins. L'intensité moyenne des différents stades de *Haemonchus contortus*, *Trichostrongylus axei* et *Teladorsagia circumcincta* observée sur les carcasses était similaire chez les veaux rennes et chez les agneaux, et les stades précoces de larves de stade L4 d'*Haemonchus contortus*   taient plus abondants chez les rennes. La présence de formes adultes d'*Ostertagia ostertagi*   tait comparable chez les veaux rennes et bovins, mais la proportion de formes larvaires était supérieure chez le renne. En ce qui concerne *Cooperia oncophora*, la présence de formes adultes chez le veau renne était nettement inférieure par rapport à chez le veau bovin.

Les signes cliniques associés au parasitisme par des nématodes sont souvent frustes. La croissance des animaux d'élevage est affectée par une réduction de l'appétit et de l'absorption digestive. Un effet négatif du parasitisme par *Ostertagia gruehneri* sur la reproduction a également été observé (Stien *et al.*, 2002).

- **Helminthes du système respiratoire**

Les strongyloses respiratoires sont fréquemment rencontrées chez le renne. *Dictyocaulus viviparus* peut être retrouvé, et également *Dictyocaulus eckerti* qui est spécifique du renne. L'infestation se fait par l'ingestion de gastéropodes terrestres contenant la larve infestante (Oksanen, 1999).

- **Helminthes du système nerveux**

L'espèce *Elaphostrongylus rangiferi* est un nématode parasite du système nerveux et des muscles squelettiques affectant le renne et responsable de symptômes neurologiques : paraparésie asymétrique, parésie et ataxie des postérieurs. L'infestation se fait également par ingestion de larves infestantes présentes dans un gastéropode terrestre. Ce parasite a été responsable d'épidémies de méningoencéphalite chez des rennes de Scandinavie suite à des étés chauds et humides. D'autres espèces comme la chèvre ou le mouton peuvent également être parasitées (Handeland *et al.*, 1994).

- **Filaires**

Différents filaires ont été retrouvés chez le renne (Oksanen, 1999) :

- *Onchocerca tarsicolaa*, responsable de gonflements des tissus entourant les tendons des articulations tibiotarsiennes et radiocarpales
- *Lappnema auris*, responsable de la formation de larges nodules fibrosés sur les oreilles
- *Setaria tundra*, responsable de péritonite et de péri-hépatite chronique. Cette affection semble être en émergence depuis 2003 dans les troupeaux finlandais (Laaksonen, 2010).

I.6.1.3 - Mycoses

Différents champignons parasites sont susceptibles d'infecter les rennes, en tant que ruminants domestiques ou sauvages. Le genre *Aspergillus* est ainsi à l'origine de mycoses touchant préférentiellement l'appareil respiratoire, mais de nombreuses autres localisations peuvent se manifester par des troubles variés. Un cas a été décrit suite à l'observation de lésions à l'abattoir (Rehbinder *et al.*, 1994). La surface des poumons d'un jeune mâle présentait des points noirs de un à trois mm de diamètre. Ces lésions s'apparentaient à celles décrites lors de pneumonie d'origine mycosique à *Aspergillus* chez l'agneau. L'absence de lésions pathologiques sur d'autres organes que les poumons a suggéré une voie d'infection respiratoire. La distribution de fourrages moisissus peut être à l'origine d'une exposition respiratoire aux spores d'*Aspergillus*, le risque de déclencher une maladie pouvant être augmenté si les animaux sont exposés à un stress prolongé.

Des formes mycosiques septicémiques ont également été décrites chez des rennes nouveau-nés après isolement de zygomycètes et de différentes espèces d'*Aspergillus* (Yokota *et al.*, 2004).

Les champignons peuvent être à l'origine de lésions cutanées. Des cas ont ainsi été observés lors du rassemblement hivernal sur des rennes adultes avec perte de poils, épaissement cutané généralisé, décoloration jaunâtre de la fourrure, et présence de plaques de papillomatose. Ces lésions étaient apparues sur les parties ventrales de l'abdomen, sur les faces latérales du cou et sur la face. Une ectoparasitose avait été supposée et plusieurs traitements à l'ivermectine avaient été réalisés, sans succès. La culture mycologique avait révélé la présence de *Debaryomyces hansenii*. Ce champignon se développe dans des conditions humides, il apparaît donc important de maintenir un environnement propre et sec lorsque les animaux sont rassemblés (Rehbinder et Mattsson, 1994).

I.6.1.4 - Protozooses

- **Babésiose**

La babésiose est causée par des protozoaires intra-érythrocytaires, la transmission se fait par les tiques du genre *Ixodes*. La maladie se caractérise par de l'hyperthermie, une anémie, de l'hémoglobinurie et une jaunisse, mais des infections asymptomatiques sont également possibles. Une étude réalisée en Allemagne (Wiegmann *et al.*, 2015) sur 123 rennes en bonne santé apparente a déterminé une prévalence de 23,6 % par PCR. *Babesia venatorum*, *B. capreoli*, *B. odocoilei*-like et *B. divergens* ont été identifiés. Les infections subcliniques semblent donc fréquentes mais peuvent représenter un risque pour les animaux immuno-déprimés.

- **Besnoitiose**

L'agent responsable est *Besnoitia tarandi*, la transmission se fait par des insectes piqueurs de la famille des Tabanidés. La maladie se retrouve lorsque les rennes sont gardés en zone confinée et se traduit par des œdèmes et un épaissement de la peau, ou éléphantiasis (Ayroud *et al.*, 1995).

- **Coccidiose, cryptosporidiose et giardiose**

Les protozoaires *Cryptosporidium parvum*, *Giardia duodenalis* et *Eimeria* sp. sont connus pour être à l'origine d'affections intestinales sur les jeunes ruminants notamment. D'après une étude réalisée sur 155 rennes sauvages en Norvège (Hamness *et al.*, 2006), *Cryptosporidium* n'a jamais été retrouvé dans les fèces analysées, et *Giardia* a été retrouvé dans 7,1 % des prélèvements. Une étude réalisée sur les fèces de rennes semi-domestiques de Norvège et de Finlande n'a pas détecté la présence de *Cryptosporidium* (Kemper *et al.*, 2006). Concernant les agents de coccidiose, différentes espèces ont été isolées : *Eimeria arctica*, *E. mayeri*, *E. mühlensi*, *E. tarandina*, *E. rangiferis*, *E. hreindyria* et *Isospora rangiferis*. Le nombre d'oocystes coccidiens retrouvés dans les fèces peut atteindre 990 000 œufs par gramme (Gudmundsdottir et Skirnisson, 2006).

- **Toxoplasmose**

La toxoplasmose à *Toxoplasma gondii* se retrouve chez les animaux à sang chaud et peut causer des avortements ou la naissance d'animaux faibles. L'infection se réalise par ingestion d'oocystes présents dans des fèces de félins ou de kystes tissulaires présents chez un hôte intermédiaire infecté chroniquement. Des rennes ont été infectés expérimentalement par inoculation intra-ruminale d'oocystes : un renne est mort à la suite d'une entérite sévère caractérisée histologiquement par une nécrose et une destruction de la muqueuse intestinale, l'autre renne a reçu un traitement à base de sulfamides triméthoprime pendant 7 jours et a retrouvé un état clinique normal au bout de 16 jours (Oksanen *et al.*, 1996). Un cas de toxoplasmose a également été identifié sur un avorton à terme, le fœtus présentait une encéphalite et une placentite (Dubey *et al.*, 2002).

Une étude a été réalisée sur 2577 rennes du comté de Finnmark en Norvège et de quelques localités en Finlande afin de déterminer la prévalence d'individus séropositifs contre *Toxoplasma gondii*. La prévalence s'était révélée faible : 0,9 % des échantillons analysés, mais la séropositivité semblait être associée positivement à l'état de domestication des rennes (Oksanen *et al.*, 1997).

- **Sarcocystose**

Différentes espèces du genre *Sarcocystis* sont responsables de la sarcocystose. Les rennes jouent le rôle d'hôte intermédiaire et présentent des kystes à localisation musculaire. Cette affection est ubiquitaire en Fennoscandie (Josefsen *et al.*, 2014b) et la prévalence observée sur des caribous au Canada a varié entre 50 et 99 % selon les localisations (Khan et Evans, 2006).

1.6.1.5 – Anti-parasitaires

Les parasites font partie intégrante de l'écosystème du renne, il est donc difficile d'en quantifier réellement l'influence. Une augmentation du gain de productivité (prise de poids, fertilité) a toutefois été démontrée lors de réalisation de traitements anti-parasitaires (Oksanen, 1999).

Les anti-parasitaires sont utilisés pour protéger les rennes des parasites les plus courants : nématodes gastro-intestinaux, larves d'*Hypoderma tarandi* et larves de *Cephenemyia trompe*. Les molécules utilisées sont des benzimidazolés : mebendazole et fenbendazole ; et des lactones macrocyliques : ivermectine, doramectine (groupe des avermectines) et moxidectine (groupe des milbémécines).

L'ivermectine et la doramectine ont 100 % d'efficacité sur *Hypoderma* et *Cephenemyia*. En ce qui concerne les strongles gastro-intestinaux, l'efficacité de la voie sous-cutanée à la dose de 200 µg/kg permet d'obtenir des concentrations plasmatiques supérieures et un meilleur effet antiparasitaire que les préparations orales ou pour-on. En situation expérimentale, l'ivermectine a montré une forte efficacité contre les nématodes gastro-intestinaux, un bon effet contre *Setaria tundra* et *Linguatula artica*, un effet modéré sur les strongles pulmonaires (*Dictyocaulus eckerti*) et un effet variable sur *Elaphostrongylus rangiferi* (Josefsen *et al.*, 2014a).

Le mebendazole et le fenbendazole donnés oralement à la dose de 6 mg/kg pendant 10 jours ont montré un meilleur effet sur les strongles pulmonaires et sur *Elaphostrongylus* qu'une simple dose d'ivermectine. L'effet contre les nématodes gastro-intestinaux était sensiblement le même qu'avec l'ivermectine (Josefsen *et al.*, 2014a).

Les rennes sont en général traités à l'automne lorsque les troupeaux sont rassemblés pour choisir les animaux à abattre. Les animaux qui ne sont pas abattus reçoivent alors un traitement anti-parasitaire. La date du traitement (septembre, décembre ou février) ne semble pas avoir d'influence sur la prise de poids au printemps suivant et sur le poids à la naissance des veaux, cependant les larves peuvent causer des dommages dès le début de l'automne, il est donc conseillé de traiter le plus précocement possible. Des études ont également montré qu'un traitement estival n'apportait pas de gain de productivité, la rémanence de l'ivermectine n'empêchant pas les animaux d'être à nouveau infestés en fin d'été ou en début d'automne (Oksanen, 1999).

Les principaux parasites affectant le renne sont les nématodes gastro-intestinaux et les œstres responsables de l'hypodermose et de la myiase naso-pharyngée. L'ivermectine et la doramectine ont une très bonne efficacité contre ces parasites à la dose de 200 µg/kg administrée par voie sous-cutanée. Le mebendazole et le fenbendazole à la dose de 6 mg/kg administrée par voie orale pendant 10 jours ont un bon effet contre les strongles pulmonaires et *Elaphostrongylus rangiferi*. Les traitements sont généralement effectués en début d'automne lors du rassemblement des animaux.

I.6.2 – Affections bactériennes

I.6.2.1 – Bactéries entéropathogènes : *Campylobacter spp.*, *Enterococcus spp.*, *Escherichia coli*, *Salmonella spp.* et *Yersinia spp.*

Différentes bactéries à caractère zoonotique sont susceptibles de causer des affections intestinales sévères : *Campylobacter spp.*, *Enterococcus spp.*, *Escherichia coli*, *Salmonella spp.* et *Yersinia spp.* sont les principales.

D'après diverses analyses réalisées sur les fèces de rennes de Norvège et de Finlande, les espèces d'*Enterococcus* et d'*E. coli* composent naturellement la flore intestinale des rennes sains. Concernant *E. coli* et *Yersinia*, l'aptitude à causer des lésions chez les humains et les animaux dépend de facteurs de virulence comme la production de shigatoxines par *E. coli*. L'analyse des facteurs de virulence des espèces retrouvées n'a révélé aucune pathogénicité. Des salmonelles ont été antérieurement identifiées comme étant à l'origine de cas de mortalité sur des rennes en Finlande et en Suède mais n'ont pas été détectées lors de ces analyses réalisées sur des rennes sains (Kemper *et al.*, 2006).

I.6.2.2 – Brucellose

La brucellose chez le renne est causée par l'agent *Brucella suis* biovar 4. La plupart des animaux infectés ne présentent pas de signes cliniques. Lorsqu'ils sont présents, la maladie se caractérise par des avortements, des rétentions placentaires, des métrites, des

orchi-épididymites, avec parfois des bursites, des boiteries et la formation d'abcès au niveau des articulations ou d'organes internes. La transmission peut être directe : fœto-maternelle, génitale ou digestive (ingestion d'aliments contaminés comme lait ou placenta) ; ou indirecte par l'environnement. La maladie est enzootique dans la plupart des troupeaux de rennes des régions arctiques de Russie, du Canada et de l'Alaska. En Norvège, une étude sérologique destinée à estimer la prévalence de la brucellose et réalisée entre 1990 et 1994 sur 5792 rennes semi-domestiques du comté de Finnmark avait conclu à l'absence de la maladie sur ce territoire : aucun individu ne s'était révélé positif et aucun cas de brucellose n'avait été rapporté en Norvège (Åsbakk *et al.*, 1999).

Une transmission peut avoir lieu du renne au bétail domestique, il s'agit également d'une zoonose majeure. En Alaska, une vaccination est disponible à partir de l'âge de six mois avec un vaccin inactivé adjuvé (University of Alaska Fairbanks, 2015).

1.6.2.3 – Clostridioses

Les bactéries du genre *Clostridium* deviennent pathogènes par pullulation puis production d'une exotoxine protéique. Ces bactéries colonisent naturellement le tube digestif des herbivores ainsi que le milieu extérieur. Les symptômes et les lésions sont dus à la libération massive de toxines lorsque, sous certaines conditions, le milieu devient favorable à la multiplication des bactéries. Différents types de clostridioses ont été décrites chez le renne :

- L'infection à *Clostridium septicum*, appelée « Peste du renne » au 18^e siècle en Scandinavie, est sporadique aujourd'hui et était caractérisée par une inflammation marquée de la caillette accompagnée d'un œdème, d'un emphysème et d'un contenu stomacal hémorragique (Kemper, 2004).
- Le tétanos à *Clostridium tetani* a été observé sporadiquement (Kemper, 2004).
- Les clostridioses à *Clostridium perfringens* sont responsables de différentes maladies du groupe des entérotoxémies selon le type de toxines produites. Cinq types sont ainsi définis, de A à E. Le type D est responsable de la maladie du rein pulpeux. En Norvège, le type A a systématiquement été mis en évidence lors d'épisodes d'entérotoxémie en Norvège, en Suède le type C a été le plus fréquemment rencontré tandis qu'en Finlande les types A, C et D ont été détectés (Aschfalk *et al.*, 2002).
- L'hépatite nécrosante à *Clostridium novyi* type B a été décrite chez un renne en Écosse. Une association avec la fasciolose est suspectée. L'animal avait développé subitement des signes cliniques incluant une dépression sévère, une distension abdominale, une anorexie et une stase ruminale puis était mort après trois jours d'antibiotiques et de traitements symptomatiques (Voigt *et al.*, 2009).

La vaccination annuelle contre les clostridioses est conseillée lorsque les animaux sont complémentés avec des aliments concentrés (Dieterich, 1993).

1.6.2.4 – Ehrlichiose et maladie de Lyme

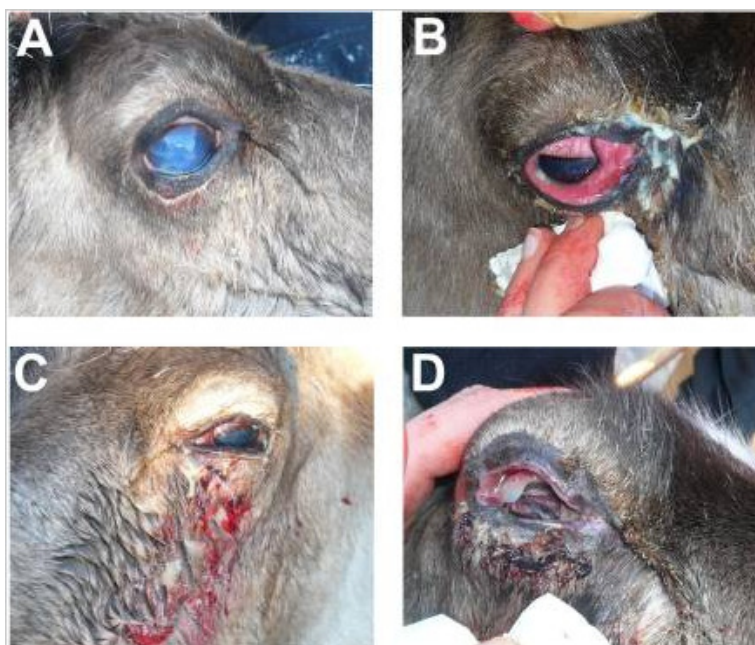
Les tiques de l'espèce *Ixodes ricinus* transmettent différentes bactéries responsables d'anémies et de fortes fièvres. Des cas de manifestations cliniques à *Anaplasma ovis* ont été rapportés en Mongolie, la maladie entraînait une mort subite ou générait des symptômes incluant hyperthermie, léthargie et pâleur des muqueuses (Haigh *et al.*, 2008). *Borrelia*

burgdorferi et *Anaplasma phagocytophilum* ont également été isolés sur des rennes en Mongolie (Papageorgiou, 2011).

I.6.2.5 - Kératoconjonctivite infectieuse

La kératoconjonctivite infectieuse est l'affection oculaire la plus contagieuse chez les animaux domestiques, avec une faible mortalité mais une forte morbidité. L'infection peut rester subclinique ou déclencher des symptômes discrets. Les cas les plus sévères présentent une augmentation du larmoiement, un œdème des conjonctives et de la région péri-orbitale et une opacité avec ulcération de la cornée. L'évolution de la maladie est présentée en Figure 20. Aucun agent primaire de la kératoconjonctivite infectieuse n'a encore été identifié chez le renne. *Moraxella ovis*, *Moraxella bovoculi*, *Arcanobacterium pyogenes*, *Streptococcus sp.*, *Staphylococcus sp.* et *Escherichia coli* ont été isolés chez des rennes atteints de kératoconjonctivite infectieuse (Tryland *et al.*, 2009) et des causes multi-factorielles sont suspectées, incluant notamment le stress, la présence de corps étrangers oculaires ou d'arthropodes et les rassemblements d'animaux (Evans *et al.*, 2008). Un traitement à base de pénicilline et de corticoïdes est généralement efficace (Dieterich et Morton, 1990).

Figure 20 : Évolution de l'aspect clinique de la kératoconjonctivite infectieuse sur le renne semi-domestique (de A : atteinte légère à D : atteinte sévère). A : augmentation de la production lacrymale et œdème cornéen, B : exsudation purulente et œdème péri-orbitaire, C : exsudation purulente, saignements et infection bactérienne sévère, D : stade terminal de la kératoconjonctivite infectieuse avec perte totale de la structure et de la fonction de l'œil (Tryland *et al.*, 2009)



Une infection par l'alphaherpesvirus spécifique des cervidés (CvHV2), décrit en partie I.6.3), semble être associée au déclenchement de la kératoconjonctivite infectieuse. En

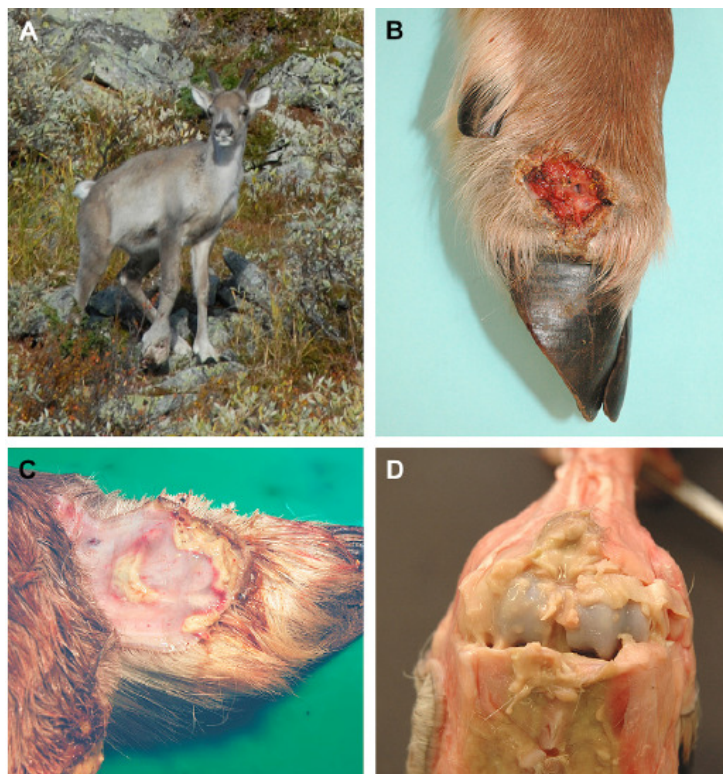
effet, une étude réalisée sur des rennes semi-domestiques présentant des signes cliniques de kératoconjonctivite infectieuse (Tryland *et al.*, 2009) a révélé une séroprévalence du CvHV2 plus élevée chez les sujets atteints (86 % des individus) que chez les sujets sains (42 % des individus) et 100 % des sujets sévèrement atteints étaient séropositifs. D'autre part, l'ADN du virus a été amplifié par PCR sur les écouvillons oculaires de 82 % des individus atteints. Les bactéries agiraient en tant qu'agents opportunistes, infectant les tissus cornéens et conjonctivaux endommagés par le CvHV2. Ce virus serait également responsable de la nature transmissible de la kératoconjonctivite infectieuse.

1.6.2.6 - Affections podales : piétin et nécrobacillose

Le piétin est l'une des causes de boiterie les plus fréquentes chez le renne et est due à l'infection par *Dichelobacter nodosus* et *Fusobacterium necrophorum* d'une blessure interdigitée. Cette affection est particulièrement présente dans les zones d'élevage intensif (Dieterich et Morton, 1990).

Des nécrobacilloses digitées à *Fusobacterium necrophorum* ont été observées lors de conduites d'élevages intensives, ou suite à des étés chauds et humides. Des lésions digitées sont également des facteurs prédisposants (Handeland *et al.*, 2010). Les lésions consécutives à cette affection sont présentées en Figure 21.

Figure 21 : Lésions de nécrobacillose digitée. A : gonflement du membre antérieur droit du carpe au bourrelet coronaire affectant les deux onglons, B : ulcère et trajet fistuleux sur un onglon latéral, C : coupe sagittale d'un onglon avec tissu interdigité, présence de foyers de nécrose à bords hémorragiques, D : vue dorsale d'un membre antérieur, accumulation de pus dans l'articulation et le long des gaines des tendons extenseurs (d'après Handeland *et al.*, 2010)



I.6.2.7 - Listériose

La listériose, causée par *Listeria monocytogenes*, peut toucher les animaux domestiques comme sauvages ainsi que l'homme, et existe sous trois formes : septicémique, nerveuse et génitale. Chez les ruminants, la forme septicémique apparaît rarement et est généralement la conséquence d'une extension de l'infection intra-utérine au fœtus. Chez le renne, quelques cas de forme septicémique ont été rapportés sur des veaux (Evans et Watson, 1987 ; Yokota *et al.*, 2004 ; Nyysönen *et al.*, 2006). Une association avec des mycoses septicémiques (zygomycose et aspergillose) avait été identifiée pour un des cas (Yokota *et al.*, 2004). En Finlande, un cas de nécrose hépatique à *Listeria monocytogenes* sur un adulte a été recensé (Nyysönen *et al.*, 2006), mais aucun cas de forme nerveuse ou génitale n'a encore été rapporté dans la littérature.

I.6.2.8 – Mycoplasmoses

Les mycoplasmes sont responsables de grands syndromes affectant les ruminants avec des tropismes (poumon, mamelle, articulation, appareil génital) et des symptômes variés. Diverses espèces de mycoplasmes ont été retrouvées sur des rennes et identifiées comme étant

à l'origine de symptômes généraux avec une anémie. Ces espèces s'apparentaient à *Mycoplasma ovis*, *M. wenyonii*, *M. haemolamae*, *M. haemofelis*, *M. haemocanis* (Stoffregen *et al.*, 2006).

1.6.2.9 – Paratuberculose

La paratuberculose à *Mycobacterium avium* spp. *paratuberculosis* se traduit par un amaigrissement, de l'œdème sous-cutané, une entérite granulomateuse chronique, une lymphadénite, et des lésions d'hépatite. La transmission se fait généralement par ingestion d'eau ou d'aliments contaminés suite à l'excrétion fécale d'un animal infecté. D'après une étude sérologique réalisée sur les cervidés de Norvège, 3,4 % des rennes semi-domestiques testés étaient séropositifs pour la paratuberculose, et tous les rennes sauvages testés étaient séronégatifs. La proximité de troupeaux de rennes avec des troupeaux bovins pourrait ainsi expliquer la transmission de l'agent pathogène (Tryland *et al.*, 2004).

Une présentation inhabituelle de la maladie a également été observée sur un renne de toundra captif âgé de 4 ans. L'animal présentait les signes cliniques habituels de paratuberculose, mais également une atteinte pulmonaire inhabituelle avec des lésions de nécrose et de minéralisation similaires à celles rapportées pour *Mycobacterium bovis* dans les espèces de ruminants domestiques et sauvages. L'analyse par PCR avait révélé la présence de *Mycobacterium avium* spp. *paratuberculosis* dans les tissus pulmonaires et intestinaux, et la détection par PCR du complexe *Mycobacterium bovis* et des autres membres du complexe *Mycobacterium avium* spp. *paratuberculosis* s'était révélée négative (Del-Pozo *et al.*, 2013).

1.6.2.10 – Pasteurellose

Les affections pulmonaires du renne sont le plus souvent plurifactorielles, de même que chez les ruminants domestiques. La pasteurellose à *Pasteurella multocida* a été observée chez le renne et intervient généralement en surinfection d'un agent à tropisme respiratoire tel que le virus Parainfluenza 3 ou la strongylose respiratoire. Le stress est également un facteur favorisant la survenue de ces maladies respiratoires (Dieterich et Morton, 1990 ; Kemper, 2004).

1.6.2.11 – Tuberculose

La tuberculose est très rare chez le renne. Après infection expérimentale, des lésions dans les nœuds lymphatiques retro pharyngés médiaux ont été décrits. Les faux positifs sont courants lors de dépistage par test d'intradermotuberculation comparée. Les raisons de cette forte proportion de faux-positifs n'a pas encore été clairement établie : une exposition environnementale à des mycobactéries non tuberculeuses ou une sensibilité spécifique d'espèce pour les antigènes de mycobactéries sont supposées, cependant il existe un manque d'information concernant la réponse pathologique et immunitaire des rennes infectés par *Mycobacterium bovis* (Palmer *et al.*, 2006).

Les principales affections bactériennes du renne sont similaires à celles rencontrées chez les ruminants domestiques : kératoconjonctivite infectieuse, clostridioses, piétin, listériose, affections respiratoires, digestives et paratuberculose. La brucellose et la tuberculose, maladies d'importance sanitaire, peuvent également être retrouvées chez le renne.

I.6.3 – Affections virales

I.6.3.1 - Alphaherpesviroses

La sous-famille des alphaherpesvirus est connue pour causer de nombreuses infections chez les ruminants. L'alphaherpesvirus le plus caractéristique des ruminants est l'herpesvirus bovin 1 (BoHV1), agent responsable notamment de la rhinotrachéite infectieuse bovine (IBR). Chez le renne, l'infection par le BoHV1 est asymptomatique avec une excrétion virale faible. Un alphaherpesvirus spécifique du renne (CvHV2) a pu être isolé après des réactivations expérimentales (Das Neves *et al.*, 2010).

Différentes études ont montré une circulation d'alphaherpesvirus au sein des populations de rennes d'Alaska, du Groenland, du Canada et de Scandinavie, par la recherche d'anticorps dirigés contre le BoHV1. En Norvège, une étude réalisée en 2004 et 2006 sur des rennes du Finnmark a révélé une séroprévalence d'environ 49 % contre le CvHV2, avec une moyenne de 12 % chez les jeunes de moins d'un an, et une moyenne de 74 % chez les adultes de plus d'un an (Das Neves *et al.*, 2009a).

La détection peut se faire à l'aide de tests ELISA destinés à la détection du BoHV1. Lorsqu'il est nécessaire de distinguer contre quel type d'alphaherpesvirus la réponse immunitaire a lieu, des tests de séroneutralisation ou l'isolation du virus par PCR sont réalisables. Le CvHV2 peut également être isolé par culture cellulaire (Das Neves *et al.*, 2010).

Les alphaherpesvirus sont transmis par les aérosols ou par contact étroit avec un animal infecté. Les signes les plus visibles de l'infection par le CvHV2 sont des ulcères de la muqueuse buccale, avec fréquemment une surinfection par *Fusobacterium necrophorum* (Figure 22). Les voies d'entrée du virus incluent également les muqueuses de l'appareil respiratoire supérieure, de l'appareil génital, et de l'épithélium de la conjonctive (Das Neves *et al.*, 2009c).

Figure 22 : Lésions associées au CvHV2, (A) : érosion focale de la muqueuse buccale après réactivation expérimentale ; (B) : lésion sur la conjonctive inférieure de l'œil après infection naturelle (d'après Das Neves *et al.*, 2010)



Le CvHV2 semble également être un agent pouvant être mis en cause lors d'avortement ou de mortalité néonatale, en situation de réactivation du virus (Das Neves, 2009b). Lors d'infection primaire en milieu expérimental par le CvHV2, des lésions de pneumonie aiguë et de nécrose hémorragique similaires à celles décrites lors de fièvre des transports sur les bovins et ovins ont été observées. Le CvHV2 semble ainsi faire partie des agents initiateurs d'affections respiratoires en situation de stress (Das Neves *et al.*, 2009c).

1.6.3.2 – Fièvre aphteuse

L'agent de la fièvre aphteuse (Foot and Mouth Disease – FMD) est un virus de la famille des *Picornaviridae* et affecte les ongulés sauvages et domestiques. Le virus est extrêmement transmissible, il peut en effet être transporté sur de longues distances par le vent, par contamination des vêtements et des véhicules, ou par la faune sauvage. Des infections expérimentales réalisées en Russie et en Suède ont montré que les rennes sont sensibles au virus. Le Royaume-Uni a connu une épidémie sévère en 2001, cependant en Norvège le dernier cas reporté date de 1952, en Suède de 1966, et aucun cas de fièvre aphteuse n'a été décrit sur des rennes en Fennoscandie. En Russie, quelques cas ont été rapportés (Tryland, 2010).

1.6.3.3 – Fièvre catarrhale maligne

La fièvre catarrhale maligne, ou coryza gangreneux, est causée par un groupe de gammaherpesvirus et est responsable de mortalité par poussées sporadiques chez les ruminants domestiques et sauvages. Des cas chroniques et de guérison ont cependant été décrits. La maladie se caractérise par une lymphoprolifération et des lésions érosives et ulcératives des muqueuses et de la peau. Une hyperthermie, une dégradation de l'état général (anorexie, diarrhée) et du jetage nasal et oculaire sont également associés. Les sécrétions nasales semblent être responsables de la transmission du virus. L'herpesvirus ovin 2 (OvHV2) et l'herpesvirus caprin 2 (CpHV2) ont été identifiés comme responsables de la maladie.

En Norvège, quelques cas ont été rapportés sur des rennes captifs, mais aucun cas n'a encore été décrit sur des rennes sauvages ou semi-domestiques en conditions d'élevage habituelles. Une circulation du virus a cependant été mise en évidence puisque des anticorps dirigés contre les gammaherpesvirus ont été détectés. Les rennes concernés étaient

cliniquement sains, une expression subclinique ou latente est donc supposée. Cependant le type de gammaherpesvirus en cause, le potentiel rôle du renne en tant que réservoir pour le virus et les modalités de l'expression clinique de la maladie chez le renne ne sont pas encore connus (Das Neves *et al.*, 2013).

1.6.3.4 – Fièvre catarrhale ovine

La fièvre catarrhale ovine (Bluetongue) est causée par un *Orbivirus* de la famille des *Reoviridae*. Elle est transmise par des moucheron piqueurs du genre *Culicoides* et affecte les ruminants domestiques et sauvages. Lors de l'épizootie qui a touché l'Europe en 2006-2010, quelques cas ont été notés en Norvège et en Suède et retrouvés dans la faune sauvage. D'autre part, une étude réalisée en Suède a révélé que les deux espèces des *Culicoides* majoritairement présentes autour des zones d'exploitations agricoles étaient *C. obsoletus* et *C. scoticus*, connues pour être des vecteurs du virus. Une introduction dans les troupeaux de rennes semble donc possible (Tryland, 2010).

1.6.3.5 – Fièvre de West Nile

Le virus de West-Nile (virus de la fièvre du Nil occidental) appartient à la famille des *Flaviviridae*, il est enzootique en Amérique du Nord, en Europe Centrale et dans le pourtour méditerranéen. Les équidés domestiques, de nombreux oiseaux domestiques et sauvages et l'homme peuvent être infectés. La transmission s'effectue de manière indirecte par piqûres de moustiques du genre *Culex* ou *Aedes* qui interviennent en tant que vecteurs biologiques. Les symptômes chez les équidés sont nerveux : dépression, hyperexcitabilité, tremblements musculaires, parésie, accompagnés de fièvre. Des cas ont été identifiés sur quatre rennes aux Etats-Unis, les signes cliniques et les lésions retrouvées à l'autopsie étaient similaires à ce qui est décrit chez les chevaux (Palmer *et al.*, 2004).

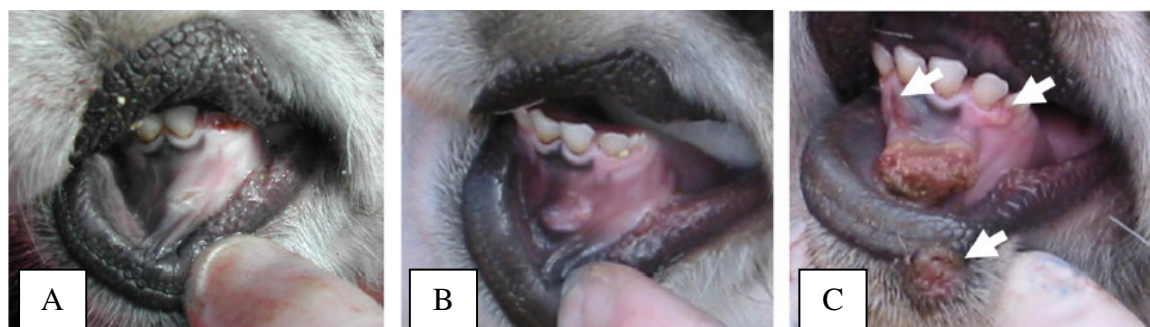
1.6.3.6 - Papillomatose

Les papillomavirus, de la famille des *Papovaviridae* sont responsables de la papillomatose, caractérisée par le développement de tumeurs cutanées bénignes régressant le plus souvent sans traitement. Un virus spécifique du renne a été identifié (Kemper, 2004).

1.6.3.7 – Parapoxviroses

Le genre *Parapoxvirus*, de la famille des *Poxviridae*, est responsable de lésions cutanées papuleuses et pustuleuses chez les ovins et caprins (virus Orf) et chez les bovins (pseudocowpoxvirus et virus de la stomatite papuleuse bovine), avec un potentiel zoonotique. Des stomatites pustuleuses contagieuses sont fréquemment rencontrées chez le renne durant les mois d'hiver quand les conditions environnementales sont sévères. Les lésions se caractérisent par des lésions ulcérées de la peau et des érosions de la muqueuse buccale. Ces lésions rendent la prise alimentaire difficile et peuvent mener à un amaigrissement sévère des animaux atteints. La Figure 23 présente l'évolution des lésions sur un renne semi-domestique après inoculation expérimentale de parapoxvirus isolés sur une lésion de la muqueuse buccale d'un renne.

Figure 23 : Aspect clinique des symptômes sur un renne semi-domestique après inoculation expérimentale d'un parapoxvirus 5 jours (A), 12 jours (B) et 20 jours (C) après l'inoculation: lésion blanchâtre évoluant en lésion proliférative, puis développement de lésions secondaires (flèches) (d'après Tryland *et al.*, 2013).



En Finlande, le virus isolé sur ces lésions a été identifié comme apparenté au pseudocowpoxvirus bovin, responsable de la pseudovariole bovine (Hautaniemi *et al.*, 2010). En Norvège, le virus retrouvé sur les animaux infectés subcliniquement et sur les animaux présentant des lésions contagieuses était le virus Orf, responsable de l'ecthyma contagieux (Klein et Tryland, 2005). Le virus serait transmis par les ovins, et éventuellement par les caprins par l'intermédiaire de la matière organique infectée présente sur des pâtures partagées, lors de rassemblement d'animaux ou *via* les véhicules de transport.

Un essai de vaccination par un vaccin vivant destiné aux ovins (Scabivax®) a été tenté sur deux rennes semi-domestiques (Tryland *et al.*, 2013). Les animaux ont subi quatre semaines plus tard une inoculation de parapoxvirus après scarification de la muqueuse labiale inférieure. La réponse immunitaire observée était plus forte que chez des individus non vaccinés ayant également subi une inoculation expérimentale. Cependant, cette réponse immunitaire n'était pas complètement efficace, les deux animaux ont en effet présenté des lésions au niveau du site d'inoculation.

1.6.3.8 – Pestivirus

Le genre *Pestivirus*, de la famille des *Flaviviridae*, est représenté par les virus de la diarrhée virale bovine (BVDV-1 et BVDV-2), le virus de la Border Disease (BDV) et le virus de la peste porcine classique (CSFV). Les infections dues aux pestivirus ont différentes conséquences : problèmes de fertilité, avortements, diminution de la production laitière, affections respiratoires, diarrhée, conjonctivite, maladie des muqueuses ou portage asymptomatique. Les quelques études réalisées sur la prévalence des infections à pestivirus chez le renne ont révélé des pourcentages d'animaux séropositifs très variables, allant de 0 à 70 % pour les caribous au Canada, de 4,2 à 33 % pour les rennes en Norvège et de 35 % pour les rennes en Suède. Une souche de pestivirus spécifique du renne est également supposée, se rapprochant plus du virus de la Border Disease (Kautto *et al.*, 2012).

1.6.3.9 – Rage

Le renne est, comme tous les mammifères, sensible à la rage, zoonose d'importance majeure. L'agent est un Lyssavirus de la famille des *Rhabdoviridae* qui affecte le système

nerveux central. Le risque de rage est dépendant du statut de chaque pays et notamment de la prévalence au sein de la faune sauvage, et en particulier des renards. Le risque est faible en Norvège, Suède, Finlande ainsi qu'en Alaska et aux USA, il est modéré en Russie. Cependant, en 2011, 8 cas ont été avérés sur des rennes de l'archipel de Svalbard en Norvège (McDonald *et al.*, 2011).

Le renne est sensible à différentes maladies virales d'importance sanitaire : fièvre aphteuse, fièvre catarrhale ovine, rage et pestivirus.

Un alphaherpesvirus spécifique du renne a été mis en évidence (CvHV2) et l'existence d'un pestivirus spécifique du renne est supposée. En ce qui concerne la fièvre aphteuse, la fièvre catarrhale ovine, la fièvre catarrhale maligne, les parapoxviroses et la rage, les virus responsables de ces maladies sont les mêmes chez le renne que chez les autres espèces atteintes.

I.6.4 – Maladies dues à des agents transmissibles non conventionnels

Parmi les agents transmissibles non conventionnels, les prions sont à l'origine de maladies neurodégénératives telles que la tremblante du mouton, l'encéphalopathie spongiforme bovine ou la maladie de Creutzfeldt Jakob chez l'homme. Chez les Cervidés, la maladie du dépérissement chronique (Chronic Wasting Disease ou CWD) est décrite chez les cervidés en Amérique du Nord : cerf mulet, cerf à queue blanche, cerf élaphe et élan. Aucun cas chez un renne ou un caribou n'a encore été recensé. Expérimentalement, une transmission orale de CWD à des rennes par les tissus cérébraux infectés de cerfs à queue blanche a eu lieu. Les animaux ont présenté des signes cliniques et sont décédés en 20 mois (Mitchell *et al.*, 2012). D'après une étude réalisée entre 2006 et 2010 sur différents cervidés sauvages et captifs d'Union Européenne et de Norvège, l'Europe semble actuellement indemne d'encéphalopathie spongiforme transmissible chez les cervidés (European Food Safety Authority, 2010).

I.6.5 – Maladies liées à l'alimentation

I.6.5.1 – Malnutrition hivernale

Les rennes sont soumis à des variations dans la qualité et la quantité de l'alimentation disponible, et la perte de poids due au manque de ressources en hiver est normale. Cependant, si cette privation de nourriture est trop longue et trop sévère, les animaux peuvent succomber à un stade avancé de cachexie. D'après l'Institut National Vétérinaire de Tromsø en Norvège, la mort par inanition est le diagnostic le plus souvent établi sur des rennes trouvés morts en hiver sans trace de traumatisme. La mort survient généralement à la fin de l'hiver, lorsqu'une épaisse couche de glace et de neige rend les pâtures indisponibles. Les rennes reçoivent cependant une alimentation complémentaire durant l'hiver (Josefsen *et al.*, 2007).

La malnutrition se traduit par une augmentation du pH ruminal, entraînant une modification de l'équilibre de la microfaune et microflore ruminale. Quatre jours suffisent pour que la population bactérienne ruminale chute de 90 % (Nilsson, 2003).

Afin de déterminer les caractéristiques pathologiques des cas de mort par inanition, 32 carcasses de rennes du comté de Finnmark en Norvège ont été étudiées (Josefsen *et al.*, 2007). Les carcasses présentaient des signes de cachexie et de déshydratation : pas ou peu de graisse visible dans l'abdomen, dégénérescence séreuse de la graisse épigastrique et de la moelle osseuse, diminution de la masse musculaire et yeux enfoncés. Des lésions ulcérées de la muqueuse buccale ont été retrouvées dans 21 % des cas, et des lésions de la muqueuse abomasale dans 68 % des cas.

Les œufs de parasites retrouvés dans les fèces ont été les mêmes quel que soit le degré d'émaciation des carcasses : œufs de *Moniezia* et ookystes coccidiens retrouvés sur des animaux jeunes (moins de deux ans) et œufs de nématodes retrouvés dans la plupart des cas, représentés en majorité par *Nematodirus* sp., *Capillaria* sp., *Trichostrongylus* sp., et plus occasionnellement *Skrjabinema* sp. Des larves d'*Elaphostrongylus rangiferi* ont également été retrouvées. Aucune association n'a pu être établie entre le comptage fécal d'œufs de parasites et la présence de diarrhée, en revanche la consistance des selles était fortement liée à la supplémentation alimentaire utilisée. Des larves du genre *Hypoderma* ont été retrouvées sur 57 % des carcasses et 32 % des cas présentaient des larves d'œstres dans les voies respiratoires supérieures. Les analyses bactériologiques des poumons, du foie et des reins ont montré l'existence d'une flore non spécifique contenant *Clostridium* sp. et *Escherichia coli* dans moins de la moitié des cas. *Mannheimia haemolytica* a également été isolée des poumons d'une carcasse. L'analyse de la quantité de vitamine E et de sélénium dans le tissu hépatique a montré des valeurs similaires à celles retrouvées chez les bovins et ovins.

L'infestation parasitaire retrouvée sur la plupart des animaux ne semble cependant être qu'un facteur modulateur, la cause primaire d'amaigrissement semble plutôt être la quantité ou la qualité inappropriée de la nourriture.

1.6.5.2 – Le syndrome de l' « abdomen humide » (wet belly syndrome)

Ce syndrome a été décrit dans les années 1960 lorsque les aliments industriels pour rennes ont été développés, il a ensuite été observé expérimentalement chez des animaux recevant une alimentation à base d'ensilage d'herbe. La maladie apparaît sporadiquement et la cause est pour le moment inconnue (Josefsen et Sundset, 2014), cependant un déficit énergétique a été observé dans tous les cas (Åhman *et al.*, 2002).

Le premier signe observé est une humidité de la peau et de la fourrure de la zone axillaire à la partie ventrale du thorax, s'étendant ensuite à l'abdomen. Les animaux ont tendance à se lécher ces zones humides, sont agités et passent plus de temps à s'alimenter. Ils se couchent plutôt sur des endroits sales et gelés que sur de la neige fraîche. Des zones alopeciques se forment peu à peu et les animaux les plus atteints deviennent apathiques, l'appétit est cependant conservé. Ce syndrome n'est pas mortel mais un état de dénutrition et des infections intercurrentes peuvent causer la mort des animaux atteints. La guérison survient généralement spontanément mais des récurrences ont été observées (Åhman *et al.*, 2002).

1.6.5.3 – Acidose lactique aiguë

L'acidose lactique aiguë apparaît lorsque le pH ruminal passe en-dessous de 5. Le facteur déclenchant est généralement une ingestion en quantité excessive de glucides rapidement fermentescibles, à l'origine d'un développement des populations bactériennes qui dégradent rapidement les glucides et produisent de l'acide lactique. La diminution du pH ruminal qui en résulte entraîne un remaniement de la population bactérienne et des protozoaires présents dans le rumen. Ces modifications entraînent une accumulation d'acide lactique et une augmentation de la pression osmotique, l'épithélium ruminal est lésé, perd en imperméabilité et des bactéries ainsi que des toxines passent dans la circulation générale. Cette perturbation de la flore ruminale peut survenir lors d'un apport en excès de glucides, d'une alimentation trop pauvre en fibres, ou le plus fréquemment lors d'un accès accidentel à du grain (Jarrige *et al.*, 1995). Chez le renne, des épisodes d'acidose lactique aiguë sont apparus en situation expérimentale lors de changements rapides de ration dans le cadre de réalimentation de rennes privés de nourriture (Sletten et Hove, 1990).

1.6.5.4 – Fourbure

La fourbure est une inflammation aseptique des couches dermiques de l'intérieur du pied qui peut entraîner une boiterie. Cette affection est associée à des régimes riches en concentrés ou suite à un accès à des pâturages riches en protéines et en glucides ; elle fait classiquement suite à une acidose, avec un découplage dans le temps. Chez le renne, des épisodes de fourbure ont été observés dans des situations où les animaux ont été nourris avec un régime exclusivement composé de luzerne (Dieterich, 1993).

Une alimentation inappropriée en quantité ou en qualité peut être à l'origine de mort par inanition en hiver. Les individus malnutris sont plus sensibles aux infestations parasitaires et la perturbation de la microflore affecte la digestion ruminale. Les rennes peuvent également être touchés par le syndrome de l'« abdomen humide », affection sporadique pouvant mener à un état de dénutrition. L'acidose lactique aiguë et la fourbure surviennent lors d'erreurs alimentaires.

I.7 – Contention

I.7.1 – Contention physique

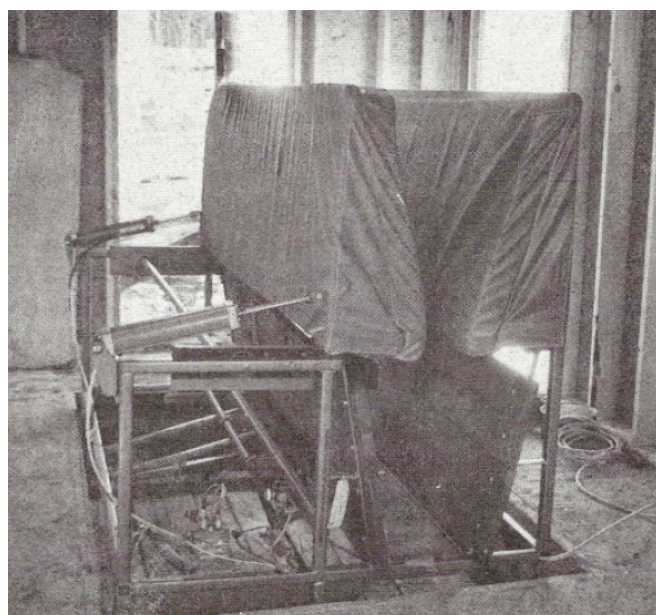
Une contention efficace est nécessaire lorsqu'un traitement médical doit être réalisé. Avant d'envisager la réalisation de soins sur un animal, il est nécessaire d'évaluer le rapport bénéfice/risques de toute manipulation. Les rennes sont toutefois relativement faciles à domestiquer et peuvent être manipulés avec facilité par des éleveurs habitués (Dieterich, 1993).

Lorsque les rennes doivent être rassemblés pour diverses manipulations à l'échelle du troupeau, différents comportements instinctifs se mettent en place :

- Les rennes ont tendance à tourner tous en cercle dans la même direction.
- Ils se déplacent difficilement vers un lieu qui apparaît comme une impasse.
- Une baisse du niveau de bruit maintient les animaux calmes et induit moins d'excitation.
- Sous la pression, les rennes se sentent plus à l'aise en grands groupes. Un groupe de deux ou trois animaux sera ainsi plus difficile à manipuler qu'un groupe de 100 animaux.
- Les rennes ne sont pas agressifs envers l'homme et auront plutôt un comportement d'évitement en situation de pression, la prudence est toutefois toujours recommandée.

L'utilisation d'une cage en forme de V (Figure 24) peut se révéler intéressante pour réaliser les différentes manipulations à l'échelle du troupeau (vermifugations, vaccinations). Les parois de la cage sont en forme de V et des fenêtres présentes sur les côtés permettent l'accès à différentes parties du corps de l'animal. Lorsque l'animal entre dans la cage, les côtés rembourrés sont déplacés vers l'intérieur et tiennent fermement l'animal. Le déplacement des parois peut se faire manuellement ou à l'aide d'un dispositif pneumatique (Thompson *et al.*, 1992).

Figure 24: Cage rembourrée en forme de V utilisée pour la contention des cervidés, et notamment des rennes (d'après Thompson *et al.*, 1992)



I.7.2 – Contention chimique

La contention chimique peut être utilisée si une contention physique efficace n'est pas réalisable, ou si les soins à réaliser sont trop invasifs.

De nombreuses études ont ainsi été réalisées sur des rennes sauvages en Norvège. Les premières études ont tenté une immobilisation à l'étorphine, opioïde utilisé pour la capture des animaux sauvages. Cette utilisation a pris fin en raison de réactions d'hyperthermie (température rectale > 42 °C) des rennes suite à l'emploi de cette molécule.

Différentes études ont ensuite été menées pour déterminer les doses efficaces pour immobiliser un renne à la médétomidine ($\alpha 2$ agoniste) – kétamine.

Une première étude (Ryeng et al, 2001) concernait des rennes captifs avec une injection manuelle. Les doses retenues ont été de 0,10 à 0,15 mg/kg de médétomidine et de 0,50 à 0,75 mg/kg de kétamine pour des temps d'induction de 171 à 215 secondes.

Arnemo *et al.* (2011), ont étudié l'immobilisation de rennes sauvages en Norvège avec une injection à la fléchette depuis un hélicoptère. Les doses obtenues étaient les suivantes : 0,21 mg/kg de médétomidine et 1,0 mg/kg de kétamine. Le temps d'induction était plus court (5,6 mn) après administration dans les muscles de l'épaule ou de la cuisse, qu'après administration au niveau de l'abdomen ou des flancs (11,1 mn). Les doses plus élevées obtenues dans cette étude peuvent s'expliquer par le caractère sauvage ou captif des rennes utilisés pour l'étude : dans le cas des rennes sauvages, le stress est augmenté par la présence humaine et le bruit de l'hélicoptère. Cette combinaison de molécules paraît adaptée pour la sédation : l'induction est rapide et aucun effet secondaire n'a été observé sur la gestation ou sur la santé à court ou à long terme des animaux. Cependant, la surveillance de la température rectale, de la saturation artérielle en oxygène et de la fraction d'oxygène inspirée est à prévoir dans le protocole anesthésique en réponse aux deux principaux effets secondaires : l'hypoxémie et l'hyperthermie. La réalisation d'insufflations d'oxygène à 1-2 L/mn est également recommandée pour corriger l'hypoxémie (Evans *et al.*, 2013).

Dans l'étude d'Arnemo *et al.* (2011), les animaux avaient ensuite reçu de l'atipamezole à la dose de 5 mg pour 1mg de médétomidine, par injection moitié intramusculaire et moitié intra-veineuse. Le réveil observé était calme et sans incidents. Une nouvelle sédation après réversion à l'atipamezole pouvait toutefois être observée. Une étude sur trois rennes (*Rangifer tarandus tarandus*) (Ranheim *et al.*, 1997) a ainsi montré que la clairance de la médétomidine était plus faible que la clairance de l'atipamézole : médianes de 19,3 mL/min.kg et 31,0 mL/min.kg respectivement. Les différences de valeurs entre ces deux paramètres peuvent expliquer l'observation d'une nouvelle sédation une demi-heure à une heure après la réversion à l'atipamézole.

L'utilisation d'agents anesthésiques doit être adaptée à l'état de santé et à l'état physiologique des animaux. Ainsi l'anesthésie d'un mâle en période de rut demande une surveillance accrue de la part du vétérinaire. Les changements physiologiques lors de cette période rendent en effet le mâle particulièrement sensible aux anesthésiques dissociatifs (kétamine et tilétamine) et aux $\alpha 2$ agonistes (xylazine et médétomidine). Des anesthésies prolongées (5 à 24 h) associées à une bradycardie sévère (inférieure à 30 battements par

minute) ont été observées sur des mâles en période de rut ayant reçu des doses anesthésiques minimales (Blake *et al.*, 2007).

La contention physique doit être réalisée dans des conditions permettant de garantir la sécurité des animaux et du manipulateur, en respectant le comportement instinctif du renne. Lorsque ce type de contention n'est pas réalisable, une contention chimique peut être envisagée. Les doses efficaces observées expérimentalement sont de 0,10 à 0,15 mg/kg de médétomidine avec 0,50 à 0,75 mg/kg de kétamine pour un renne captif habitué aux manipulations, et de 0,21 mg/kg de médétomidine avec 1,0 mg/kg de kétamine pour un renne sauvage. Une réversion à l'atipamézole à la dose de 5 mg pour 1 mg de médétomidine est réalisable. L'anesthésie du mâle en période de rut demande une grande prudence.

DEUXIÈME PARTIE : ENQUÊTE DESCRIPTIVE, MODALITÉS DE L'ÉLEVAGE DU RENNE EN FRANCE

II.1 – Description de l'enquête et des méthodes d'études

II.1 .1 – Situation actuelle du sujet

II.1.1.1 – Introduction de rennes en France : historique

Les premières descriptions de rennes en France se retrouvent au XV^e siècle sous Louis XI, ce dernier avait acheté six rennes au Danemark. Puis en 1772, le Roi Gustave III de Suède envoya trois rennes à la France, accompagnés par des Lapons qui s'en occupèrent jusqu'à la mort des animaux. Enfin, c'est en 1784 à l'École Nationale Vétérinaire d'Alfort, qui venait d'être créée, que l'on retrouve des rennes dans une ménagerie constituée dans le but d'apprendre à soigner et à acclimater « toutes sortes d'animaux ». Au milieu du XIX^e siècle, Allemands et Autrichiens essayèrent d'acclimater le renne dans la forêt noire puis près de Dantzig sans succès. Sur le plan scientifique, c'est également au XIX^e siècle qu'a été faite la dissection d'un renne provenant d'une ménagerie d'Amsterdam (Leclerc-Cassan, 1994).

Plus récemment en 1920, des tentatives d'introduction de rennes ont eu lieu dans différentes stations de ski des Alpes : Megève et le Mont Revard, puis en 1970 à Avoriaz. La petite taille des troupeaux et l'absence d'alimentation adaptée (manque de lichen et aliments industriels non disponibles) ont mené ces introductions à l'échec (Fédry, 2007).

En 1972, un élevage s'est installé à Prémanon, dans le Haut-Jura au moment de la création du Centre Polaire Paul-Emile Victor. L'activité était essentiellement touristique : visites de l'élevage et balades en traineau. Cependant, en 1995 les rennes ont été déplacés en Grande Bretagne (Fédry, 2007).

Le parc animalier Laponia Dream ainsi que le gîte La Pourvoirie dans le Jura avaient également développé des activités de tourisme autour des rennes en 2007, mais cette activité a aujourd'hui cessé (informations obtenues auprès de Caroline Fédry et des propriétaires).

II.1.1.2 – Présence de rennes en Europe hors de l'aire de répartition traditionnelle

Des introductions ont également eu lieu dans d'autres pays où l'espèce n'est pas autochtone. Le renne est aujourd'hui présent dans de nombreux zoos et parcs animaliers dans le monde entier et notamment en Europe (Wiegmann *et al.*, 2015).

Un élevage a ainsi été créé en 1952 au nord de l'Écosse dans la région de Cairngorms par un Sâme de Suède, le paysage lui rappelant la Laponie. Diverses introductions ont eu lieu, le troupeau actuel est constitué d'environ 150 rennes, tous nés en Ecosse. Le pâturage libre a été autorisé en 1954 et le statut de bétail a été accordé en 1956. Toutefois la production de viande reste peu importante, seulement quelques animaux sont abattus à l'automne. Quelques rennes sont dressés à l'attelage et participent à des événements autour de Noël. Les visiteurs

peuvent également venir à la rencontre des rennes, les nourrir à la main et des randonnées d'une demi-journée avec les rennes sont également organisées depuis 2008 (The Cairngorm Reindeer, 2015).

Des rennes ont également été introduits en Angleterre en 1980 dans la région de Birmingham. Le troupeau est actuellement composé d'environ 150 rennes. Les mâles castrés sont utilisés pour les activités de tourisme lors de la période de Noël, les plus gros mâles entiers et castrés tractent des traîneaux durant la saison hivernale. Les femelles ont pour unique rôle de mettre bas un petit tous les ans. Les rennes peuvent également être loués pour des événements privés (Blithbury Reindeer Lodge, 2015).

Le nombre de rennes au Royaume-Uni a beaucoup augmenté ces dernières années, notamment par l'importation. Plus de 480 rennes ont été importés entre 2005 et 2009, en provenance de nombreux pays, dont la Finlande, la Norvège, la Suède et l'Allemagne (Foster, 2010). Le Royaume-Uni comptait ainsi près de 1500 rennes en 2013, répartis entre parcs zoologiques et fermes (Health and welfare of reindeer, 2014).

En Allemagne, 33 lieux accueillait des rennes en 2013 et la population était estimée à 300 animaux (Wiegmann *et al.*, 2015).

II.1.1.3 – Réglementation relative au renne en France

La réglementation française place le renne dans la liste des espèces, races ou variétés d'animaux domestiques publiée dans l'arrêté du 11 août 2006, en application des articles R, 411-5 et R, 413-8 du code de l'environnement. Un animal domestique appartient à une « population animale sélectionnée ou dont les parents appartiennent à des populations animales sélectionnées ». Une « population animale sélectionnée [est une] population d'animaux qui se différencie des populations génétiquement les plus proches par un ensemble de caractéristiques identifiables et héréditaires qui sont la conséquence d'une politique de gestion spécifique et raisonnée des accouplements ». Sa détention est donc libre et n'est pas soumise à l'obtention d'un certificat de capacité comme c'est le cas pour les espèces non domestiques.

L'arrêté du 5 juin 2000 relatif au registre d'élevage concerne les espèces dont la chair est consommée par l'homme, il est donc applicable aux rennes et obligatoire puisque la viande est potentiellement consommable.

L'arrêté du 13 mars 1995 relatif aux échanges intracommunautaires de certains ruminants prévoit que préalablement à un échange intracommunautaire, en l'absence actuelle de règles de qualification tuberculose et brucellose pour les exploitations détenant ces ruminants, les animaux, préalablement à un échange, doivent être tuberculinés et faire l'objet d'une prise de sang pour recherche de brucellose. Ces tests n'ont bien sûr d'intérêt que si les animaux sont identifiés. L'arrêté du 11 février 1998 (Annexe 12) étend ces conditions de mouvements au territoire français.

L'identification et les tests relatifs à la tuberculose et à la brucellose ne sont obligatoires que si les animaux sont déplacés. L'identification est tout de même recommandée. En effet, du fait de la persistance de tuberculose dans des populations bovines, avec passages accidentels dans la faune sauvage, le contrôle des cervidés va être renforcé

(informations obtenues auprès de la Direction Départementale de la Cohésion Sociale et de la Protection des Populations du Haut-Rhin).

En ce qui concerne les traitements administrés, les médicaments vétérinaires du marché français n'ont pas d'autorisation de mise sur le marché spécifique pour les cervidés. Les choix se font donc par le vétérinaire et sous sa responsabilité, parmi l'ensemble des médicaments disponibles pour bovins et ovins selon le principe de la « cascade ».

Le renne est une espèce récemment introduite dans les régions tempérées d'Europe et est présent au sein de parcs animaliers ou détenu par des particuliers. En France, le renne est considéré comme un animal domestique et est donc soumis aux mêmes contraintes réglementaires que les élevages des autres ruminants domestiques en ce qui concerne la tenue d'un registre d'élevage, l'identification, et le contrôle des déplacements.

II.1.2 – Objectifs de l'enquête

L'enquête descriptive développée dans cette partie avait plusieurs objectifs :

- décrire les modalités de l'élevage du renne en France
- fournir une base de travail aux vétérinaires confrontés à la gestion de ces animaux
- donner des éléments de réponses aux questionnements des éleveurs

Pour atteindre ces objectifs, un recensement préalable des élevages de rennes en France a été réalisé. Puis les différents aspects de l'élevage du renne ont été étudiés à l'aide d'un questionnaire portant sur la conduite d'élevage, l'alimentation, la reproduction, l'utilisation des rennes, les affections dominantes et les mesures préventives vis à vis de ces affections. Ce questionnaire a été adressé aux détenteurs de rennes en France : élevages privés et parcs animaliers. Des relevés de paramètres physiologiques ont également été réalisés quand la domestication des rennes le permettait : température, fréquence cardiaque et fréquence respiratoire.

II.1.3 – Matériels et méthodes

II.1.3.1 – Élaboration du questionnaire

Tout d'abord, une recherche générale sur internet et auprès des Directions Départementales de Protection des Populations a été réalisée afin de recenser les différentes structures détenant des rennes en France.

Quelques structures ont ensuite été contactés afin d'obtenir une idée de l'avancée de l'élevage du renne en France. À partir des informations obtenues et de lectures bibliographiques, un questionnaire, présenté dans le Tableau 7, a été construit de façon à obtenir des informations générales permettant de comprendre les aménagements et les contraintes spécifiques à l'élevage du renne en France.

Tableau 7 : Structure du questionnaire de l'enquête descriptive

Thème	Questions abordées
Effectif	- Année d'implantation - Origine des rennes - Effectif total actuel - Nombre de mâles entiers - Nombre de mâles castrés - Nombre de femelles - Nombre de jeunes (<18 mois) - Evolution de l'effectif depuis l'année d'implantation
Conduite d'élevage	- Nombre et superficie des parcs - Nombre d'animaux par parc - Rotation des parcs : oui - non - Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) - Utilisation d'un bâtiment toute l'année, une partie de l'année, ou pas d'utilisation de bâtiment
Alimentation	- Type de fourrage distribué et quantité - Type de granulés distribués et quantités - Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) - Distribution de la ration (individuelle ou collective) - Méthode d'alimentation différente selon les saisons : oui - non. Si oui, comment.
Reproduction	- Gestion de la consanguinité - Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) - Modalités de sevrage (naturel ou séparation) - Difficultés de mise à la reproduction
Pathologie	- Moyens de contention utilisés pour isoler un animal - Affections dominantes (entérotoxémie, parasitoses, carences, mort subite, mortalité néonatale...) - Traitements utilisés lors de ces affections - Moyens de prévention mis en place vis-à-vis de ces affections
Prophylaxie	- Utilisation d'antiparasitaires externes - Utilisation d'antiparasitaires internes - Vaccination contre certains agents pathogènes
Utilisation des rennes	- Tourisme - Vente ou utilisation des bois - Vente ou échange de veaux - Utilisation du lait - Autres utilisations

II.1.3.2 – Collection des données

Au total, vingt structures ont été recensées comme susceptibles d'accueillir des rennes en France. Ces structures sont présentées en partie II.2.1. Afin de collecter les données du questionnaire présenté dans le Tableau 7, ces structures ont été contactées. Douze structures ont ainsi accepté de participer à l'étude, et des visites ont eu lieu dans six de ces structures.

Au cours des visites, le questionnaire a été rempli avec les éleveurs ou soigneurs et lorsque la situation le permettait, les rennes ont été manipulés. Ces visites ont été planifiées :

- en novembre 2014 à Chemins du Nord à Orbey (Haut-Rhin) et à l'Auberge du Schantzwasen à Stosswhir (Haut-Rhin)
- en décembre 2014 à la Ferme Bérison à Auzet (Alpes de Haute Provence)
- en juin 2015 Au Baudet Malin à Peisey (Savoie), au Domaine du Coulaïron à Megève (Haute-Savoie) et au Hameau du Père Noël à Andilly (Haute-Savoie)

Les autres structures ayant participé à l'étude ont renvoyé le questionnaire rempli :

- le Parc Animalier de la Ferme d'Eden (Finistère)
- le Parc Zoologique et Botanique de Mulhouse (Haut-Rhin)
- le Parc Animalier de Sainte Croix à Rhodes (Moselle)
- le Parc Animalier d'Ecouvies à Le Bouillon (Orne)
- le Parc Animalier d'Auvergne à Ardes (Puy de Dôme)
- le Parc Pédagogique de Saint Nectaire (Puy de Dôme)

L'enquête descriptive présentée dans cette thèse a donc consisté en l'élaboration d'un questionnaire destiné aux parcs et particuliers détenant des rennes. Sur les vingt structures contactées, douze ont participé à l'étude et des visites ont été réalisées dans six de ces structures.

II.2 – Résultats de l'étude

L'étude descriptive ci-après présente les informations recueillies à partir des questionnaires et des visites d'élevage. Les différents questionnaires sont placés en annexes sous forme anonyme et nommés « structure » n°1 à 12.

II.2.1 - Répartition et origine des rennes en France

Actuellement, la répartition des rennes en France se fait entre différentes structures : du détenteur particulier au parc animalier.

Dans les parcs animaliers, la gestion des rennes est effectuée par des soigneurs tandis que chez certains particuliers, la diversité des animaux présents est réduite et c'est le particulier lui-même qui prend soin des rennes. Les différences dans les conduites d'élevage, détaillées en partie II.2.3 sont cependant plus liées au type d'utilisation des rennes.

La répartition des vingt structures identifiées est nationale et est présentée en Figure 24. Deux de ces structures n'ont plus de rennes actuellement mais en ont accueilli récemment (jusqu'en décembre 2014 et août 2015 respectivement).

D'autres structures non connues sont cependant susceptibles d'exister. D'autre part, certains organismes spécialisés dans la location d'animaux pour divers événements détiennent

des rennes mais n'ont pas pu être intégrés dans l'étude par manque d'informations. La carte présentée en Figure 25 n'est donc pas exacte, mais donne une idée de la répartition des structures connues en France.

Figure 25 : Répartition géographique des structures connues pour accueillir des rennes en France en septembre 2015. Chaque point bleu représente une structure. Les points rouges représentent les structures ayant accueilli des rennes récemment.



L'effectif total en France n'est pas connu. Parmi les structures ayant répondu à l'étude et accueillant des rennes en septembre 2015, la répartition entre mâles, femelles et jeunes est présentée dans le Tableau 8. Les effectifs et l'organisation de chaque structure sont également disponibles en annexes.

Tableau 8 : Effectifs des animaux présents dans les structures de l'étude en septembre 2015

Structure	Mâles entiers	Mâles castrés	Femelles	Jeunes (< 18 mois)	Total au sein de chaque structure
n°1	3	0	1	1	5
n°2	1	1	27	9	38
n°3	1	0	4	1	6
n°4	2	2	2	1	7
n°5	3	0	6	1	10
n°6	1	0	9	5	15
n°7	2	0	3	0	5
n°8	1	0	1	1	3
n°9	0	0	1	0	1
n°10	3	0	0	0	3
Total par catégorie	17	3	54	19	95

Les rennes sont importés de Norvège, de Finlande, d'Angleterre, d'Allemagne ou échangés entre les différentes structures en France.

La présence des rennes au sein des différentes structures est relativement récente. La structure n°8 est la plus récente, elle a accueilli un renne en mai 2015. La structure n°3 est la plus ancienne existant encore à l'heure actuelle, les premiers rennes ont été importés en 1997 de Norvège. L'élevage comptait initialement dix-sept femelles et trois mâles, et a connu un développement de l'effectif jusqu'à une quarantaine d'animaux. Puis en 2012 un épisode de mortalité pour cause de parasitisme a touché l'élevage. Les rennes étaient alors en semi-liberté dans un parc, ils ont été déplacés dans un bâtiment où ils restent maintenant à l'année. Les autres structures ont accueilli des rennes entre 2000 et 2014.

La structure n°11 avait accueilli un couple de rennes avec un jeune en 2010. Le jeune a été vendu et la femelle a été euthanasiée suite à une complication de prolapsus utérin. Deux nouvelles femelles ont été accueillies mais sont mortes trois et six mois après leur arrivée sans étiologie identifiée à l'autopsie. Le mâle restant est mort en décembre 2014 d'une embolie pulmonaire.

La structure n°12 disposait de rennes depuis 2006 mais de nombreux épisodes de mortalité ont eu lieu. Trois rennes avaient été importés d'Angleterre pendant l'hiver 2015 afin de monter l'effectif à quatre animaux. Cette structure a ensuite connu un épisode de mortalité brutale en août 2015 : les quatre rennes présents sont morts en quelques heures. Les circonstances exactes ne sont pas encore définies à l'heure actuelle, le compte-rendu d'autopsie d'un des animaux est présenté en partie I.2.5.

II.2.2 – Utilisation du renne en France

En France, le renne a une vocation principalement touristique : il est considéré comme un animal d'agrément et non comme un animal de rente. Les parcs animaliers disposent de

rennes au même titre que d'autres espèces animales : reconstitution d'espaces nordiques, protection et présentation de la faune européenne. Les particuliers ont généralement une activité annexe : activité de chiens de traîneaux, auberge, location d'ânes pour des randonnées, élevage de bovins, ovins ou caprins. L'élevage du renne permet une diversification des activités d'élevage et de tourisme, il renvoie en effet une image nordique et rappelle les festivités de Noël. Les différentes utilisations selon les structures sont présentées dans le Tableau 9.

Tableau 9 : Utilisation des rennes selon les structures

Utilisation	Exposition pour les visiteurs	Activités de trait
Structure n°1	Oui	Oui
Structure n°2	Oui	Non
Structure n°3	Oui	Non
Structure n°4	Oui	Oui
Structure n°5	Oui	Envisagé
Structure n°6	Oui	Non
Structure n°7	Oui	Non
Structure n°8	Oui	Non
Structure n°9	Oui	Envisagé
Structure n°10	Oui	Non
Structure n°11	Oui	Non
Structure n°12	Oui	Non

Dans les structures dédiées uniquement à l'exposition pour les visiteurs, les rennes sont peu manipulés. Ils peuvent être sollicités pour venir manger du lichen distribué par les soigneurs ou les visiteurs.

Les rennes utilisés en tant qu'animaux de trait pour le tourisme hivernal tractent une charrette ou petit traîneau sur un chemin ou sur une piste enneigée, ou peuvent être tenus au licol par les clients. Les mâles et les femelles non gestantes sont utilisés pour cette activité. La taille et l'entraînement du renne détermine le public visé (adultes ou enfants).

Quelques structures (n°2, 3 et 4) manipulent aussi quelques rennes qui peuvent occasionnellement être présentés lors de manifestations autour du thème du Père Noël : marchés de Noël, reconstitution d'un village Lapon ou reconstitution de l'arrivée du Père Noël avec ses rennes.

D'autres activités non touristiques sont développées.

Les bois des rennes sont ramassés et peuvent être utilisés pour la décoration intérieure ou pour de l'artisanat privé. Ils sont également parfois transmis à des archéologues.

Des ventes et échanges d'animaux ont lieu entre les différentes structures. L'âge minimum des animaux déplacés est en général d'un an et demi afin que la maturité sexuelle soit atteinte, et pour éviter le transport d'animaux jeunes donc plus sensibles aux différentes affections pouvant être causées par le stress du transport.

L'utilisation des rennes à des fins bouchères n'est pas encore d'actualité en France. La Ferme Bérison à Auzet avait envisagé une production de viande afin de diversifier son activité lors de la crise sanitaire de l'encéphalopathie spongiforme bovine en 1996, mais cette production n'est plus envisagée aujourd'hui. L'Auberge du Schantswazen à Stosswhir propose des menus avec de la viande de renne et souhaiterait proposer de la viande produite sur place, cependant le nombre d'animaux de l'élevage est encore trop faible pour permettre une production locale sur le long terme.

L'utilisation du lait n'a été reportée dans aucune des structures.

II.2.3 – Conduites d'élevage

La conduite d'élevage dépend de l'effectif, de l'utilisation des rennes, et des antécédents pathologiques de l'élevage.

Dans les structures n°1, 2, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11 et 12, les rennes sont en plein air à l'année. L'espace disponible pour les rennes varie en fonction du nombre d'animaux et de la nécessité ou non de devoir les manipuler quotidiennement. Par exemple, dans la structure n°1, les animaux sont régulièrement sortis de leur parc pour des sorties touristiques. Le Tableau 10 présente les surfaces disponibles dans les différents parcs en fonction du nombre de rennes (jeunes et adultes). Les parcs extérieurs disposent d'un abri, d'une zone boisée, d'un ruisseau ou de seaux d'eau remplis quotidiennement et parfois de pierres à lécher (Figures 26 et 27). L'abri présente généralement une aire d'alimentation et peut également permettre aux animaux de s'isoler des insectes en période estivale.

Dans les parcs les plus petits, de la végétation extérieure est apportée en supplément.

Tableau 10 : Superficie disponible en fonction du nombre de rennes dans les structures en élevage en plein air à l'année

Structure	Superficie disponible	Nombre de rennes adultes	Nombre de jeunes rennes (< 18 mois)
n°1	100 m ²	2 ou 3	0 ou 1
n°2	60 000 m ²	29	9
n°5	10 000 (bientôt 20 000) m ²	9	1
n°6	Hiver : 3000 m ² Été : 2500 m ² le jour et 3000 m ² la nuit	10	5
n°7	1000 m ²	5	0
n°8	2000 m ²	2	1
n°9	3000 m ²	1 (avec une chèvre)	0
n°10	2000 m ²	3	0
n°12	300 m ²	4	0

Figure 26 : Exemple de parc de grande superficie avec zone boisée

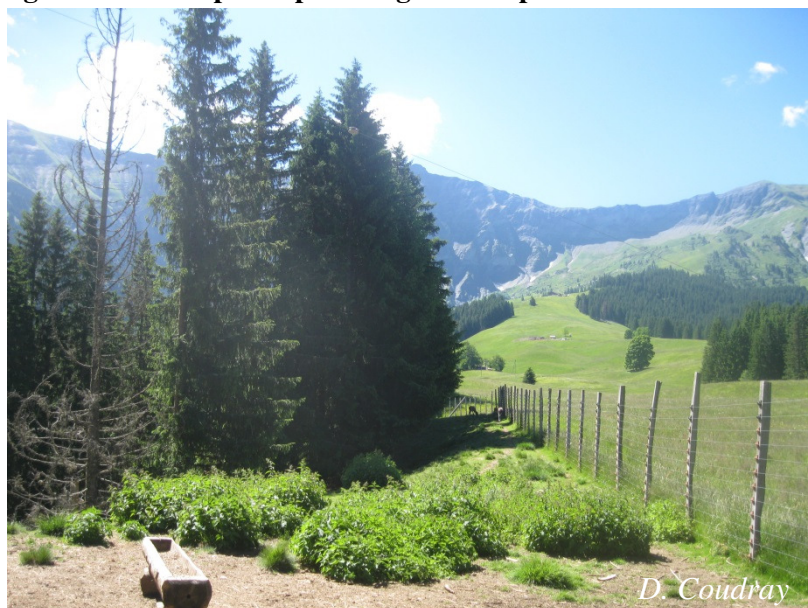


Figure 27 : Exemple d'abri utilisé dans un parc extérieur



Un bâtiment peut également être utilisé à l'année ou de façon temporaire. Les rennes disposent alors de râteliers à foin, d'auge à concentrés, d'abreuvoirs et de pierres à lécher.

Dans la structure n°3, les rennes sont en bâtiment à l'année sur une surface de 180 m² pour six animaux. Les rennes évoluaient auparavant sur une pâture en plein air, le choix d'une conduite en bâtiment s'est fait suite à d'importants épisodes de mortalité dus au parasitisme. Le sol est en terre battue recouvert de foin puis curé deux fois par an (Figure 28).

Dans la structure n°4, les rennes sont en box lors des périodes d'activité touristique hivernale et sortent en parc extérieur pendant la période de rut pour les animaux reproducteurs ou lors de périodes de détente. Le sol des box est constitué de terre battue recouverte de paille

et chaque box accueille un à deux animaux. Lors de la mise en extérieur, plusieurs pâtures sont utilisées d'une superficie de 3000 à 5000 m².

Figure 28 : Exemple de bâtiment sur sol en terre battue recouvert de foin



Les structures accueillant des rennes en France sont variées, du détenteur particulier au parc animalier. Les rennes sont présentés pour des activités de tourisme : animaux d'exposition, de trait, ou mis en scène lors des festivités de Noël. Ils peuvent être élevés en plein air, en bâtiment, ou en alternance plein air/bâtiment selon les périodes de l'année.

II.2.4 – Alimentation

II.2.4.1 - Alimentation présente dans les parcs extérieurs

Les animaux qui sont élevés dans des parcs à l'extérieur disposent selon la saison d'herbe, de feuillus, de conifères, d'arbustes et d'arbrisseaux. De l'herbe fauchée peut également être distribuée, des légumes ainsi que des feuilles et branchages cueillis à l'extérieur des parcs (Figure 29).

La végétation disponible dépend de la localisation géographique, de l'altitude et de l'orientation des parcs. Ainsi bruyères, myrtilliers, framboisiers, carvis, épilobes, feuilles de tremble ou de frêne, résineux et arbustes peuvent être présents dans les parcs (Figure 30).

Figure 29 : Exemple de distribution d'herbe fauchée



Figure 30 : Exemple de végétation présente dans un parc extérieur



II.2.4.2 - Fourrages conservés

Les fourrages conservés proviennent des exploitations lorsque les éleveurs en produisent, ou sont achetés. Ils sont distribués à volonté y compris aux rennes en parc extérieur. Les fourrages conservés utilisés sont le foin et le foin de regain (Figure 31). La quantité consommée varie selon la végétation disponible et l'activité des rennes.

Figure 31 : Exemple de râtelier à foin en parc extérieur



II.2.4.3 - Granulés

En complément des fourrages, différents aliments complémentaires sont utilisés sous la forme de granulés (Figure 32). Trois types de granulés sont principalement utilisés : deux types de granulés pour renne et un type de granulés pour ovins. La composition de ces granulés est la suivante :

- Granulés A pour rennes : avoine, orge, blé, huile de soja, bicarbonate de sodium, graminées et prémélange de vitamines et minéraux.
- Granulés B pour rennes : pulpe de betterave, avoine, blé, maïs, carbonate de calcium, malt, huile de soja, sel et prémélange de vitamines et minéraux.
- Granulés pour ovins : orge, blé, pulpe de betterave, tourteau de tournesol, maïs, tourteau de colza, vinasse de levurerie, luzerne, carbonate de calcium, tourteau de soja, drèches de distillerie, mélasse de betterave, prémélange de vitamines, oligo-éléments et chlorure de sodium.

Les compositions nutritionnelles de ces trois granulés sont présentées dans le Tableau 11.

Des granulés pour chevaux ou pour jeunes bovins sont également utilisés (structures n°4, 8 et 9).

Tableau 11 : Composition nutritionnelles des granulés utilisés en aliments complémentaires

Composant nutritionnel	Granulés A pour rennes	Granulés B pour rennes	Granulés pour ovins
Humidité	10 %	-	
Protéine brute	12,19 %	11,50 %	16,5 %
Matière grasse brute	5,69 %	3,50 %	1,7 %
Cellulose brute	10,07 %	10,90 %	9,0 %
Cendres brutes	11,01 %	9,70 %	7,2 %
Extractif non azoté	50,28 %	-	
ADF (lignocellulose)	11,93 %	-	
NDF (paroi végétale)	28,19 %	-	
Amidon	27,44 %	-	
Energie métabolisable	9,64 MJ/kg	-	
Lysine	0,53 %	-	
Méthionine	0,22 %	-	
Vitamine A	6,09 UI/g	8,7 UI/g	10 000 UI/kg
Vitamine D3	1,22 UI/g	3 UI/g	2000 UI/kg
Vitamine E	63,82 UI/kg	50 mg/kg	20 UI/kg
Vitamine B1	-	-	10 mg/kg
Fer	-	-	10 mg/kg
Cuivre	16,81 mg/kg	15 mg/kg	
Manganèse	-	82 mg/kg	40 mg/kg
Zinc	-	102 mg/kg	50 mg/kg
Iode	-	1,6 mg/kg	0,61 mg/kg
Cobalt	-	0,7 mg/kg	0,45 mg/kg
Sélénium	-	0,4 mg/kg	0,40 mg/kg
Calcium	0,69 %	-	1,50 %
Phosphore	0,68 %	-	0,35 %
Sodium	1,23 %	-	0,16 %
Magnésium	0,37 %	-	
Molybdène	-	-	1,5 mg/kg

Figure 32 : Exemple de granulés pour rennes utilisés en aliments complémentaires



La quantité distribuée est différente selon les élevages et présentée dans le Tableau 12 :

Tableau 12 : Exemples de régimes alimentaires utilisés dans différentes structures

Structure	Mélange distribué	Quantité distribuée par jour
n°1	Mélange environ moitié/moitié pulpe de betterave et granulés B	Environ 1 kg par renne
n°2	Mélange : - ¾ granulés B et ¼ pulpe de betterave en hiver - ¾ pulpe de betterave et ¼ granulés B en été	Environ 1 kg par renne
n°3	Granulés A avec du son de blé	De 500 g à 1 kg par jour par renne en hiver à quelques kg par animal par jour en été
n°5	Granulés B	À volonté
n°6	Granulés pour cerfs, rennes, bisons d'Amérique, chèvres et moutons	Environ 2 à 2,5 kg par renne
n°7	Mélange moitié/moitié granulés A et granulés pour ovins	De 750 g par jour en hiver à quelques kg par animal par jour d'avril à novembre
n°10	Pulpe de betterave, carottes, granulés pour herbivores	1,5 kg de pulpe de betterave 4 kg de carottes 2kg/animal de granulés pour herbivores

Les structures n°3 et 7 distribuent moins d'alimentation l'hiver afin de respecter la physiologie du renne (expliquée en partie I.3). La structure n°1 utilise les rennes pour des activités de tourisme l'hiver et veille donc à apporter suffisamment d'énergie pour permettre aux rennes de supporter une activité physique, de l'alimentation extérieure au parc est régulièrement apportée en complément (herbe fauchée, lichen et branchages ramassés dans les environs). Dans la structure n°5, la quantité distribuée varie en fonction de la consommation des rennes, ceux-ci ayant spontanément accès à une végétation diversifiée dans leur parc. De manière générale, la quantité distribuée est adaptée en fonction de l'état corporel des rennes.

Les granulés pour rennes respectent une teneur en protéines faible de la ration, en accord avec les caractéristiques de l'alimentation du renne. Le mélange de ces granulés avec la pulpe de betterave permet d'augmenter la digestibilité de la ration. L'ajout de son de blé dans la ration permet lui un apport d'énergie et de fibres.

Les granulés garantissent également un apport minéral et vitaminé.

La distribution peut être réalisée de manière collective ou individuelle (Figures 33 et 34), notamment dans le cas de rennes en box ou en petit effectif dans un parc extérieur. Dans

le cas d'une distribution collective, l'organisation sociale du troupeau détermine l'ordre d'accès à l'alimentation. La distribution a lieu une à trois fois par jour.

Figure 33 : Exemple d'alimentation collective à l'auge



Figure 34 : Exemple d'alimentation individuelle en box



II.2.4.5 - Lichen

Le lichen est principalement utilisé en tant que friandise ou en récompense pour les animaux lors des activités de tourisme : distribution de lichen aux rennes par les clients, ou récompense lors de promenades attelées. Le lichen peut être ramassé dans les environs de de

l'élevage, puis séché pour être conservé, ou être importé de Finlande sous forme déshydratée (Figure 35). Les rennes apprécient particulièrement cette alimentation.

Figure 35 : Exemple de lichen déshydraté



II.2.4.6 - Compléments

Des blocs de sels sont laissés à disposition dans les box ou dans les abris pour l'apport en minéraux. La structure n°4 réalise également des cures d'orties, de prêles et de champignons afin de renforcer les apports en oligo-éléments, notamment en sélénium.

L'alimentation du renne en France repose sur la consommation de végétation extérieure et sur la distribution de foin à volonté. Un apport de granulés est également réalisé, adapté en quantité et en qualité aux besoins de l'espèce et spécifique de l'activité des rennes dans chaque structure. Le lichen est distribué en tant que friandise.

II.2.5 – Reproduction

Comme expliqué dans la partie I.4, les rennes se reproduisent à l'automne et les naissances ont lieu au printemps. La reproduction ne représente pas le but le plus important des élevages de rennes en France, ces animaux étant principalement utilisés pour des activités de tourisme.

Le mâle peut représenter un danger lors de la période de rut, l'entrée dans les parcs extérieurs est alors réduite au minimum. Dans le cas d'un troupeau à gros effectif (structure n°2), un seul mâle se révèle dominant et saillit toutes les femelles (Figure 36). Les femelles ont leur premier petit à partir de deux ans et demi en général.

Figure 36 : Mâle dominant (à gauche) aux côtés d'un mâle plus jeune (à droite)



La gestion de la consanguinité est importante, notamment dans les élevages à petit effectif. Les mâles dominants sont changés au bout de 2 à 3 ans lorsque leurs filles peuvent devenir gestantes, ou bien les femelles de la même lignée que le mâle dominant sont vendues. Dans la structure n°4, le mâle est isolé avec la ou les femelles qu'il peut saillir. Une solution alternative peut consister à castrer les mâles, ils sont de plus manipulables alors toute l'année.

Concernant la mise-bas, elle a généralement lieu sans intervention au box ou au pré, les femelles s'isolant d'elles-mêmes. Les veaux commencent à manger la même alimentation solide que les adultes à deux mois, et sont sevrés vers quatre à six mois d'âge (Figure 37).

Figure 37 : Femelle avec son veau de 30 jours



La reproduction ne constitue pas un point essentiel de l'élevage du renne en France étant donné que les animaux sont actuellement utilisés pour des activités de tourisme, et non pour la production de viande. La gestion de la consanguinité s'effectue par des échanges entre les différentes structures, par séparation des animaux reproducteurs, ou par castration des mâles.

II.2.6 – Affections dominantes

II.2.6.1 – Suivi des animaux et contention

Les rennes ne montrent des symptômes que tardivement en cas d'affection. Le suivi de santé se base donc sur une surveillance régulière et sur une réaction rapide aux premiers signes d'affaiblissement : anorexie, temps de couchage augmenté, isolement ou réticences à se déplacer.

La séparation du reste du troupeau ne doit cependant pas être de trop longue durée, il a en effet été observé qu'un animal malade isolé se laisse dépérir.

Lors de l'introduction d'animaux, si les installations le permettent, une mise en quarantaine avec administration de traitements antiparasitaires est réalisée.

La contention peut s'effectuer manuellement avec l'aide d'un licol ou en tenant l'animal par les bois lorsqu'il en a. Un couloir de contention, un enclos de séparation ou un abri peuvent être aménagés afin de pouvoir y bloquer les animaux (Figure 38). La manipulation est dépendante du degré de sociabilisation de l'animal. La contention manuelle est utilisée lors de la réalisation de la vaccination, de l'application de traitements antiparasitaires et de la réalisation de soins locaux (soins de plaie par exemple).

Figure 38 : Exemple de couloir de contention aménagé pour la manipulation des animaux



Une contention chimique est également réalisée lors de toute intervention nécessitant une immobilité ou lors de chirurgie (coupe d'onglons ou castration par exemple).

II.2.6.2 - Parasitisme

Le parasitisme interne est retrouvé dans tous les élevages et parcs, avec une importance variable. Les parasites retrouvés lors d'analyses coprologiques sont présentés dans le Tableau 13. Les espèces ayant pu être identifiées y sont précisées.

Tableau 13 : Parasites internes retrouvés lors d'analyses coproscopiques réalisées par les cliniques vétérinaires des structures n° 3 et 4 à différentes périodes de l'année

Type de parasites	Espèces retrouvées
Nématodes gastro-intestinaux (vers ronds)	Œufs de Strongles Œufs de Trichures (<i>Trichuris ovis</i>) Œufs de Capillariidae (<i>Capillaria sp</i>)
Nématodes respiratoires (vers ronds)	Larves L1 de Protostrongles (<i>Muellerius capillaris</i>)
Trématodes (vers plats)	Œufs de petite douve du foie (<i>Dicrocoelium</i>)
Protozoaires	Ookystes de Coccidies

La présence de ténia (*Moniezia* sp.), de paramphistomes (*Paramphistomum* sp.) et de grande douve du foie (*Fasciola hepatica*) lors d'analyses coproscopiques a également été rapportée (structures n°2 et 8).

Les rennes se parasitent au pâturage par ingestion de larves infestantes de nématodes, de douves présentes à la base des brins d'herbe, *via* l'ingestion d'oribates présents dans l'herbe pour le ténia, et *via* l'ingestion de gastéropodes terrestres contenant la larve infestante pour les strongles respiratoires. Concernant la coccidiose, l'infestation a lieu en bâtiment, les oocystes se retrouvant sur les murs des bâtiments, les râteliers, le sol, la paille et le foin souillé.

L'importance clinique semble ne pas être directement reliée au taux d'infestation, des animaux ont en effet présenté des signes cliniques pour des taux d'infestation faibles (400 œufs par gramme) (information rapportée par la structure n°4).

La suspicion de parasitisme se fait suite à l'observation de selles molles à liquides au sol, d'arrières trains souillés, de perte d'état général (amaigrissement, poil terne) ou d'abattement.

Cette affection a conduit la structure n°3 à opter pour le maintien en bâtiment à l'année, des analyses réalisées régulièrement depuis la mise en bâtiment ont révélé une nette diminution du parasitisme. La structure n°4 a également connu un épisode de parasitisme sévère, les pâtures ont été assainies en laissant les animaux au box pendant un an et sont aujourd'hui utilisées de façon intermittente.

Afin de gérer le parasitisme interne, différents schémas de traitement sont envisagés selon les lieux, présentés dans le Tableau 14.

Tableau 14 : Plans de vermifugation utilisés dans les différentes structures (SC : sous-cutané)

Structures	Molécules utilisées	Plan de vermifugation
n°1	ivermectine SC ou fenbendazole Per Os	Au besoin, en fonction des résultats de coproscopie
n°2	moxidectine SC/oxyclozanide Per Os ou moxidectine SC/fenbendazole Per Os en alternance	Tous les 3 mois
n°4 et 5	ivermectine SC ou fenbendazole Per Os en fonction des résultats de coproscopie	En moyenne tous les 3 mois
n°7	fenbendazole Per Os	Au printemps et à l'automne
n°8	lévamisole et oxyclozanide Per Os	3 à 4 fois par an
n°9	fenbendazole Per Os deux fois à 2 ou 3 semaines d'intervalle	3 à 4 fois par an
n°10	fenbendazole Per Os et ivermectine Per Os en alternance	2 fois par an

Ces traitements sont adaptés en fonction des coproscopies de contrôle effectuées au cours de l'année. Des coproscopies sont également réalisées au besoin si des symptômes (diarrhée, perte d'état général) sont présents sur certains rennes.

Dans la structure n°3 où les rennes sont en bâtiment à l'année, les traitements sont réalisés seulement en cas de symptômes.

Les rennes peuvent également être soumis aux parasites externes: mouches, poux et tiques. Le traitement se fait par application cutanée de deltaméthrine ou l'utilisation d'ivermectines injectables. Des répulsifs pour chevaux sont également utilisés dans certaines structures.

Les spectres d'action des différentes molécules antiparasitaires utilisées sont présentés dans le Tableau 15.

Tableau 15 : Spectres d'action des molécules anti-parasitaires utilisées (d'après Index des Médicaments Vétérinaires autorisés en France, 2015)

Molécules et voie d'administration	Spectre d'action chez les bovins et ovins
deltaméthrine Pour On	mouches, poux, tiques et mélophages
ivermectine SC	nématodes gastro-intestinaux, pulmonaires, sous-cutanés et oculaires, hypodermes, poux, agents de la gale et de l'œstrose ovine
ivermectine Per Os	nématodes gastro-intestinaux, pulmonaires, larves d'œstres
fenbendazole Per Os	nématodes gastro-intestinaux et pulmonaires, cestodes
moxidectine SC	nématodes gastro-intestinaux et pulmonaires, hypodermes, poux piqueurs, agents de la gale et de l'œstrose ovine
lévamisole/oxyclozanide Per Os	nématodes gastro-intestinaux, pulmonaires, trématodes (<i>Fasciola hepatica</i>), cestodes (<i>Moniezia</i> spp.)
oxyclozanide Per Os	trématodes (<i>Fasciola hepatica</i>), cestodes (<i>Moniezia</i> spp.)

Le fenbendazole est ainsi utile dans un troupeau avec beaucoup de jeunes animaux, plus sensibles au ténia (*Moniezia* sp.). L'oxyclozanide, ayant une action contre la grande douve du foie (*Fasciola hepatica*), est utilisé dans les structures présentant des pâtures humides (Bussi  ras et Chermette, 1995). L'utilisation d'ivermectine ou de moxidectine par voie sous-cutanée présente l'avantage d'avoir un effet à fois sur les parasites internes et externes.

II.2.6.3 – Mort brutale

Des morts brutales ont été observées dans différents élevages, avec dans certains cas une mise en évidence à l'autopsie de lésions évocatrices de processus d'entérotoxémie. Dans les autres cas, une embolie pulmonaire, une faiblesse générale ou une affection gastro-intestinale ont pu être suspectées.

L'entérotoxémie semble être la cause majeure de mortalité brutale d'après les différents entretiens réalisés avec les éleveurs et soigneurs. La répartition et le nombre exact de cas n'est pas connu, cependant un historique a parfois pu être rapporté. Par exemple, un cas a été observé sur un renne mâle dominant en fin de période de rut, la fatigue de l'animal suite à cette période et le fort taux de parasitisme à l'automne ont pu être des facteurs favorisants. Un autre cas a été noté sur un jeune mâle de un an suite à la première mise en pâture, le terrain était humide, l'herbe jeune et une ingestion importante de granulés était également suspectée. La gestion du parasitisme et de l'alimentation prend donc toute son importance dans la prévention de cette maladie.

La plupart des éleveurs vaccinent leurs animaux avec les vaccins Miloxan   ou Bravoxin 10   en utilisant les posologies pour ovins. Une réaction indésirable au Miloxan   a été observée dans la structure n  3 avec l'apparition de tremblements pendant une heure après l'injection. Les protocoles employés respectent ceux employés pour les bovins et ovins : primovaccination avec rappel à un mois pour les jeunes puis rappel des adultes tous les ans. Les valences de ces deux vaccins sont précisées dans le Tableau 16.

Tableau 16 : Valences des vaccins Bravoxin 10® et Miloxan® (d'après Index des Médicaments Vétérinaires autorisés en France, 2015)

Valence	Bravoxin 10®	Miloxan®
<i>Clostridium perfringens</i> type A (toxine α)	Oui	Non
<i>Clostridium perfringens</i> type B (toxine β)	Non	Oui
<i>Clostridium perfringens</i> type B et C (toxine β)	Oui	Non
<i>Clostridium perfringens</i> type D (toxine ϵ)	Oui	Oui
<i>Clostridium chauvoei</i>	Oui	Oui
<i>Clostridium novyi</i>	Oui	Oui
<i>Clostridium septicum</i>	Oui	Oui
<i>Clostridium tetani</i>	Oui	Oui
<i>Clostridium sordellii</i>	Oui	Oui
<i>Clostridium haemolyticum</i>	Oui	Non

Les structures n°5, 8, 9 et 10 ne vaccinent pas contre l'entérotoxémie et favorisent la mise en place de moyens préventifs : surveillance quotidienne des animaux, des fèces et gestion du pâturage.

Un exemple récent de mort brutale a été rencontré par la structure n°10. Cette structure a connu un épisode de mortalité en août 2015 : les quatre rennes présents sont tous décédés en quelques heures en ayant présenté des symptômes assez frustes de baisse d'état général dans les heures précédentes. Les résultats des autopsies pourront donner des éléments de réponses quant à l'origine de ces décès (processus infectieux, intoxication alimentaire ou acte de malveillance) mais ne sont que partiellement connus actuellement. Le compte-rendu d'autopsie d'un des rennes était toutefois disponible. L'animal était maigre, les gencives étaient pâles et présentaient de très nombreux ulcères, les dents étaient déchaussées. Différents parasites ont été retrouvés : paramphistomes dans le rumen, ténia adultes dans l'intestin grêle et trichures dans le caecum. La muqueuse ruminale était très congestionnée et une entérite hémorragique était présente sur une des portions de l'intestin grêle. Les recherches de paratuberculose et de BVD par sérologie et par PCR se sont révélées négatives. D'après les analyses bactériologiques, des colibacilles non hémolytiques étaient présents dans les poumons, l'intestin grêle, le foie, le rein et la rate et *Clostridium perfringens* a été retrouvé dans l'intestin grêle à hauteur de 5.10^6 /g de fèces. L'affection principale identifiée était un polyparasitisme intestinal sévère associé à une anémie avec en évolution finale une colibacillose associée à une entérotoxémie à *Clostridium perfringens*. En supposant que les trois autres animaux présentent les mêmes découvertes à l'autopsie, le déclenchement du processus d'entérotoxémie reste inexpliqué.

II.2.6.4 - Mortalité des jeunes animaux

Les pertes de jeunes animaux peuvent atteindre un tiers des jeunes nés une année.

Des affections parasitaires ou de l'entérotoxémie sont supposées, des cas de mortalité en conséquence d'agressions par le mâle dominant lors du brâme ou par des femelles dominantes ont été observés.

Les jeunes peuvent également dépérir en raison d'un manque de lait de la mère. Des essais de complémentation par du lait de vache, de brebis ou de chèvre ont été tentés avec peu de succès (mort de l'animal au bout de quelques semaines).

II.2.6.5 - Baisse d'état général

Des épisodes de dépérissement ont été observés dans différents élevages. Les rennes présentent une faiblesse progressive. Ils ne se relèvent plus et présentent dans certains cas de l'hyperthermie. Un traitement symptomatique (antibiotique large spectre : benzylpénicilline, dihydrostreptomycine, anti-inflammatoires stéroïdiens) peut être envisagé. Des mortalités après dépérissement ont également été observées lors de vente d'animaux et de changement d'environnement d'un milieu frais et humide à un milieu sec et chaud.

II.2.6.6 - Carences

Les rennes sont sujets aux carences en sélénium et vitamine E de la même manière que les jeunes ruminants d'élevage. Le principal symptôme est un affaiblissement général. Des injections de sélénium et d'alpha-tocophérol en cure sur quelques jours consécutifs permettent de limiter ces carences.

II.2.6.7 - Boiteries

Les boiteries peuvent apparaître en cas d'onglons trop longs (Figure 39), cassés ou par la présence d'abcès associés.

Figure 39 : Exemple : onglons antérieurs insuffisamment usés



D. Coudray

La mise en place d'un sol en béton ou de cailloux permettant l'usure des onglons sur une partie du terrain peut permettre de diminuer l'incidence de cette affection. Un parage préventif peut également être mis en place. Cet acte a alors lieu deux fois par an pour des animaux en bâtiment à l'année, et au besoin pour des animaux en box de façon intermittente ou en parc extérieur à l'année.

II.2.6.8 - Affections ponctuelles

D'autres affections ont été rencontrées de manière plus ponctuelle : conjonctivite, pneumonie, diarrhée, forme digestive de l'aspergillose. Les traitements utilisés lors de ces affections reposent entre autres sur l'utilisation d'anti-inflammatoires non stéroïdiens et d'antibiotiques à large spectre (benzylpénicilline, dihydrostreptomycine). Des réactions indésirables à l'acide tolfénamique ont été notées. Dans le cas d'une affection intestinale, il est possible d'administrer du charbon activé, du kaolin ou de la smectite par voie orale.

Des avortements ont également été observés, généralement la femelle montre des signes d'affaiblissement les jours précédents. Un cas de prolapsus utérin a été rapporté.

Le parasitisme et la mort subite par entérotoxémie apparaissent comme les deux affections dominantes du renne en France. La gestion du parasitisme repose sur la réalisation de traitements antiparasitaires contrôlés par des coproscopies régulières et une attention particulière à l'état général des animaux. La lutte contre l'entérotoxémie s'effectue entre autres par la mise en place d'une vaccination annuelle. D'autres affections plus ponctuelles sont également rencontrées, leur gestion est similaire à ce qui est effectué en élevage bovin, ovin ou caprin.

II.2.7 – Paramètres physiologiques

Lorsque la manipulation était réalisable, des relevés de paramètres physiologiques ont été effectués. Les individus auscultés étaient en bon état général apparent : animal alerte et vif, en bon état corporel, selles de consistance normale, absence d'anomalies visibles telles que boiterie, ballonnements, difficultés respiratoires ou affections dermatologiques.

Les paramètres qui ont pu être mesurés sont les suivants :

- La température interne : mesurée par voie rectale.
- La fréquence cardiaque : mesurée par auscultation du cœur au stéthoscope entre l'humérus et la paroi thoracique au niveau des troisième et quatrième espaces intercostaux à gauche. Le maintien des animaux immobiles se révélait parfois délicat, la prise de fréquence cardiaque a donc été réalisée sur quinze secondes.
- La fréquence respiratoire : mesurée par observation des mouvements du creux du flanc et des dernières côtes en regardant l'animal de trois-quarts arrière. La mesure a également été réalisée sur quinze secondes, parfois trente lorsque l'immobilisation était suffisante.

La mesure des contractions ruminales n'a pas pu être réalisée en raison du temps d'auscultation trop long (deux à trois minutes) par rapport aux difficultés d'immobilisation des animaux.

Les résultats obtenus sont présentés dans le Tableau 17. L'utilisation, le sexe et l'âge des rennes y sont précisés.

Tableau 17 : Résultats des relevés de paramètres physiologiques

Nom du renne	Lieu et période de l'année	Sexe	Âge	Utilisation	Fréquence cardiaque (en battements par minute)	Fréquence respiratoire (en mouvements par minute)	Température (en °C)
Choco	Orbey novembre	Mâle castré	8 ans	Attelage	52	24	37,9
Noisette	Orbey novembre	Femelle	3 ans	Exposition	56	30	38,8
Oscar	Orbey novembre	Mâle entier	7 mois	Tourisme	64	34	38,2
Viking	Orbey novembre	Mâle castré	8 ans	Attelage	52	20	37,7
Nico	Orbey novembre	Mâle entier	2 ans	Jeune	60	60	37,3
Comète	Orbey novembre	Mâle entier	8 ans	Attelage	80	40	38,6
Michka	Orbey novembre	Femelle	8 ans	Exposition	52	32	Non réalisable
Antenne	Stosswir novembre	Mâle entier	3 ans	Tourisme	56	20	37,1
Caline	Stosswir novembre	Femelle	4 mois	Tourisme	64	28	38,6
Vaasa	Stosswir novembre	Femelle	9 ans	Tourisme	52	36	38
Étoile	Auzet décembre	Femelle	5-8 ans	Exposition	80	60	37,3
Tonnerre	Auzet décembre	Femelle	5-8 ans	Exposition	116	72	38,6
Carotte	Auzet décembre	Femelle	5-8 ans	Exposition	72	40	38,2
Tonnerre	Peisey juin	Mâle	3 ans	Attelage	72	52	39,2
Geronimo	Peisey juin	Mâle	3 ans	Attelage	104	56	38,9
Cochise	Peisey juin	Mâle	3 ans	Attelage	96	64	39,2

Les résultats des calculs statistiques des données du Tableau 17 sont disponibles dans le Tableau 18.

Tableau 18 : Résultats de l'analyse statistique des données du Tableau 17

Paramètre	Moyenne	Valeurs minimales et maximales	Ecart-type
Fréquence cardiaque (en battements par minute)	71	52 à 116	20
Fréquence respiratoire (en mouvements par minute)	42	20 à 72	16
Température (en °C)	38,2	37,1 à 39,2	0,6

Les résultats des relevés de paramètres physiologiques effectués sur seize animaux sont les suivants :

- Fréquence cardiaque moyenne : 71 +/- 20 battements par minute
- Fréquence respiratoire moyenne : 42 +/- 16 mouvements par minute
- Température moyenne : 38,2 +/- 0,6 °C

II.3 – Discussion

II.3.1 – Limites de l'enquête

II.3.1.1 – Population étudiée

Le nombre de structures qui ont répondu au questionnaire est de douze sur vingt. D'autres structures non connues des DDPP ou non référencées sur internet sont cependant susceptibles d'exister.

Concernant le relevé de paramètres physiologiques, seize animaux ont pu être auscultés. L'état de domestication des animaux était la principale limite. Une manipulation et une contention manuelle ne sont en effet possible qu'après un dressage. Les animaux qui ont pu être auscultés sont ceux qui étaient habitués à être manipulés lors de séances d'attelage, ou qui étaient habitués à participer à des manifestations touristiques autour du thème de Noël.

II.3.1.2 – Recueil des informations

Le recueil des informations ainsi que la réalisation des visites d'élevage ont reposé sur la disponibilité et l'accueil des différents particuliers et parcs animaliers contactés. La précision des informations reçues était également dépendante des conditions de chaque élevage ou parc, notamment en ce qui concerne l'estimation de l'alimentation et le chiffrage des individus concernés par les différentes affections.

II.3.2 – Utilisation du renne en France

Le renne utilisé comme animal d'agrément s'inscrit dans une volonté de développement d'activités de tourisme en lien avec la création d'un environnement lapon ou par des activités autour des festivités de Noël. Comme expliqué en partie I, les activités mises en place chez les détenteurs particuliers en France reflètent les différentes représentations et utilisations du renne de par le monde.

La production de viande n'est pas encore effective à l'heure actuelle. Comme expliqué en II.1.1.2, il n'existe actuellement pas de frein réglementaire à ce type de production en France. D'autre part, la viande de renne présente des qualités organoleptiques et nutritionnelles susceptibles d'attirer les consommateurs souhaitant consommer des aliments sains et équilibrés, issus d'une agriculture raisonnée (cf partie I.2.3.1). Un obstacle à cette production pourrait être le développement de l'image touristique du renne. En effet, en Laponie, la production de viande est inscrite dans la tradition et reste néanmoins compatible avec des activités touristiques, cela semble plus difficile dans les régions où le renne a été nouvellement introduit, notamment en France où il est plus considéré comme un animal de compagnie que comme un animal de rente.

II.3.3 – Conduites d'élevage

Dans les pays où le renne est autochtone, la plupart des animaux sont en semi-liberté et disposent de grands espaces pour pâturer. La détention de rennes dans des espaces plus restreints peut poser des problèmes notamment au moment de la période de rut si les jeunes mâles ne peuvent pas être séparés du mâle dominant. Un espace plus restreint engendre également des ressources alimentaires diminuées, ce qui est équilibré par l'apport de nourriture extérieure dans toutes les structures.

Le renne est une espèce grégaire, il est donc nécessaire de respecter cette particularité pour assurer le bien-être des animaux. Ainsi dans les structures étudiées, les animaux sont en groupe dans un parc ou dans des boxes à un ou deux animaux avec des interactions possibles entre les animaux de boxes différents. Une seule structure ne possède actuellement qu'un renne, celui-ci partage son parc avec une chèvre.

II.3.4 – Gestion de la reproduction

Le principal enjeu de la reproduction du renne en France est la gestion de la consanguinité, étant donné que les effectifs des troupeaux sont réduits. Des échanges ont ainsi lieu entre les différentes structures. Des introductions en provenance de pays étrangers sont également effectuées et présentent l'intérêt de diversifier la population présente en France.

Les différentes techniques de diagnostics de gestation présentées en partie I.4 ne sont pas encore utilisées mais pourraient présenter un intérêt pour veiller plus particulièrement à l'alimentation et à l'état général des femelles gestantes.

Dans la plupart des structures, toutes les femelles pubères ne sont pas gestantes chaque année. D'après la partie I.4, les probabilités les plus élevées de gestation apparaissent dans des tranches d'âge de 4 à 9 ans. La fertilité est également liée à l'état d'engraissement. Ces deux facteurs peuvent en partie expliquer cette observation.

II.3.5 – Gestion de l'alimentation

L'alimentation est un point clé de l'élevage du renne afin de garantir un état corporel et de santé satisfaisant.

La végétation disponible en France dans les régions montagneuses peut correspondre au régime alimentaire naturel du renne : présence de lichen, d'arbustes et de mousses. Dans le cas de structures élevant des rennes en box ou dans des parcs réduits, l'apport de végétation extérieure est intéressant pour respecter les modifications naturelles du régime alimentaire.

De manière similaire aux autres ongulés élevés en captivité, l'alimentation se base sur l'utilisation de fourrages, sources de fibres, et de granulés qui complètent l'apport en nutriments et compensent les déficiences en certains éléments (sélénium, cuivre) et en ratios inappropriés (balance calcium/phosphore par exemple). Des blocs de sels sont ajoutés pour subvenir aux besoins en sodium (Lintzenich et Ward, 1997). Le foin distribué doit être de bonne qualité et les pâtures d'herbe jeune et riche doivent être évitées afin de conserver un bon équilibre digestif (Foster, 2010). Les granulés distribués en complément sont formulés spécialement pour rennes ou sont à destination des ovins, bovins ou chevaux. Ces granulés sont utilisés par toutes les structures et semblent adaptés.

Les valeurs de composition nutritionnelle des rations complètes distribuées aux rennes en France ne sont pas connues, les recommandations décrites dans la bibliographie sont présentées dans le Tableau 19.

Tableau 19 : Proposition de composition nutritionnelle de rations de rennes captifs (90 % de matières sèche) (d'après Lintzenich et Ward, 1997)

Nutriment	Teneur
Protéines (%)	16 – 20
Vitamine A (IU/g)	1,0 - 3,5
Vitamine D (IU/g)	0,5 – 1,0
Vitamine E (IU/kg)	120 – 350
Calcium (%)	0,15 – 0,74
Phosphore (%)	0,10 – 0,44
Magnésium (%)	0,09 – 0,18
Potassium (%)	0,45 – 0,80
Sodium (%)	0,05 – 0,16
Fer (mg/kg)	27 – 45
Zinc (mg/kg)	10 – 30
Cuivre (mg/kg)	6 – 9
Manganèse (mg/kg)	18 – 36
Sélénium (mg/kg)	0,07 – 0,18
Iode (mg/kg)	0,09- 0,72

La quantité d'alimentation distribuée varie en fonction des besoins des animaux, de leur utilisation, et de la végétation extérieure disponible. Certaines structures distribuent ainsi moins d'aliment l'hiver que l'été afin de respecter les variations auxquelles le renne est

soumis en milieu naturel (expliquées en partie I.3). Peu d'informations sont disponibles quant aux conséquences de l'application ou non de cette méthode d'alimentation.

La note d'état corporel permet d'évaluer l'état d'engraissement des animaux et ainsi de vérifier l'adéquation de la ration avec les besoins. Les modalités de l'estimation de cette note sont présentées dans le Tableau 20 ci-après.

Tableau 20 : Évaluation visuelle de la note d'état corporel chez le renne (d'après Gerhart *et al.*, 1996 ; University of Alaska Fairbanks, 2015)

Score	Description	Garrot (épaules)	Graisse pelvienne	Colonne vertébrale et côtes	Forme de la croupe
1	Émaciation	Présence seulement de la peau et des tissus conjonctifs	Pas de couverture grasseuse	Colonne vertébrale et côte saillantes	Concave
2	Maigre	Peau et tissus conjonctifs facilement discernables sur le bord de l'épaule, dépression postérieure prononcée.	Couverture grasseuse minimale	Colonne vertébrale saillante, mais apparaît légèrement rebondie. Côtes discernables	Légèrement concave
3	Bon état	Forme générale en « V » inversé facilement discernable, légère dépression postérieure.	Couverture grasseuse idéale	Colonne vertébrale peu éminente, côtes à peine discernables.	Plate
4	Surpoids	Forme générale en « V » inversé arrondie.	Graisse pelvienne arrondie	Colonne vertébrale recouverte de graisse. Côtes non discernables	Arrondie
5	Obésité	Forme générale en « U » inversé	Bassin dissimulé par la graisse	Colonne vertébrale et côtes difficiles à palper.	Convexe

L'alimentation est distribuée individuellement ou collectivement. Une alimentation individuelle dans un lieu où celle-ci peut être surveillée pour permettre une meilleure vérification de la prise alimentaire.

L'absence de lichen dans les rations distribuées peut surprendre, étant donné qu'il s'agit de la principale source d'alimentation hivernale des rennes dans leur milieu naturel. Cependant, les différentes rations testées à l'Université de Fairbanks en Alaska n'en contiennent pas (partie I.3), et les rations de zoos d'autre pays, notamment au Pays-Bas, n'en contiennent pas systématiquement (Oldeboer et Ophof, 2011). En ce qui concerne les rennes en France, l'état corporel des animaux ne semble pas être impacté par la présence ou non de cet aliment. Une alimentation basée exclusivement sur du lichen serait insuffisante, en raison de sa teneur en protéines trop faible. L'ajout de lichen dans la ration apparaît cependant intéressant afin de diversifier l'alimentation et pour se rapprocher du régime alimentaire naturel du renne.

II.3.6 – Gestion des affections dominantes

II.3.6.1 – Affections dominantes

Les affections principalement rencontrées par les structures élevant des rennes en France sont le parasitisme et l'entérotoxémie. Des cas de conjonctivite, pneumonie, diarrhée et forme digestive de l'aspergillose ont également été rapportés.

Au Royaume-Uni, près de 1500 rennes étaient présents au sein de parcs zoologiques et de fermes en 2013 (Health and Welfare of Reindeer, 2014). Le Royaume-Uni ne fait pas partie de l'aire de répartition naturelle du renne et présente un climat tempéré similaire à la France. Les rennes y ont été introduits récemment et sont également élevés pour le tourisme (partie II.1.1.2). Il semblerait donc intéressant de compléter les données obtenues dans notre étude avec des données similaires dans ce pays.

Des données ont en effet été collectées auprès de vétérinaires praticiens et du Scottish Agricultural College (SAC) afin de déterminer quelles affections pouvaient rencontrer les rennes au Royaume-Uni, et quelles mesures les vétérinaires mettaient en place vis à vis de ces affections (Foster, 2010 ; Health and Welfare of Reindeer, 2014 ; Mac Sloy, 2014).

Les trois motifs pour lesquels les vétérinaires du Royaume-Uni sont le plus fréquemment appelés sont le mauvais état général, la perte de poids et la mort brutale.

Le mauvais état général de certains animaux peut s'expliquer par une alimentation inappropriée ou insuffisante lors de compétition entre individus.

La perte de poids fait rechercher diverses origines : une alimentation inappropriée et du parasitisme sont fréquemment mis en cause, mais une pneumonie chronique ou une paratuberculose peuvent également être à l'origine de ce symptôme.

Les animaux présentés pour mort brutale ne présentent généralement pas ou peu de symptômes annonciateurs, avec parfois un affaiblissement ou des signes neurologiques aigus

quelques heures avant la mort. Les raisons les plus courantes de mort brutale seraient à relier à une inanition fatale. Des affections gastro-intestinales aiguës ont également pu causer la mort d'animaux, notamment lors de changements rapides de l'alimentation, d'accès aux concentrés ou de distribution d'alimentation inappropriée par les visiteurs lors des événements de Noël. Des cas de nécrose du cortex cérébral ont été rapportés, secondairement à des affections gastro-intestinales et à un métabolisme de la thiamine altéré. Les animaux présentaient des signes neurologiques, en plus des signes gastro-intestinaux, une perte de vue et un opisthotonos. Des cas d'entérotoxémie et de fièvre catarrhale maligne ont également été rapportés (Mac Sloy, 2014).

L'Agence de Santé des Animaux et des Végétaux et le Scottish Agricultural College ont examiné des carcasses et des échantillons de rennes soumis à autopsie entre 2004 et 2014 afin de mettre en évidence des liens entre l'âge des animaux, les symptômes primaires et les diagnostics établis (Health and Welfare of Reindeer, 2014). Au total, 48 animaux ont été classés en adultes (79 %), post-sevrage (6 %), pré-sevrés (4 %) et nouveau-nés (2 %). Le symptôme primaire le plus fréquent était la diarrhée, impliquant 42 % des cas. Dans 23 % des cas, les symptômes primaires n'étaient pas connus, et, dans près de 15 % des cas, l'animal avait été retrouvé mort sans symptômes préalables. Des pertes d'état général, des boiteries et des symptômes nerveux ont été signalés dans 2 à 6 % des demandes. Un diagnostic a pu être établi pour 30 % des autopsies, et 71 % de ces diagnostics impliquaient des maladies entériques : gastro-entérite parasitaire et paramphistomose en majorité, et quelques cas isolés de cryptosporidiose, d'acidose ruminale et de paratuberculose. Les quatre autres cas pour lesquels un diagnostic a pu être établi impliquaient trois cas de pneumonie et un cas de fièvre catarrhale maligne.

La bronchite vermineuse causée par les espèces de *Dictyocaulus* est généralement rencontrée chez les autres espèces de cervidés, mais cette affection a été diagnostiquée seulement deux fois dans cette étude. Une exposition aux protostrongles tels que *Elaphostrongylus cervi* a été trouvée sur les rennes d'Écosse mais les signes cliniques de migration des larves dans le système nerveux central, les poumons et les muscles squelettiques étaient limités.

L'entérotoxémie due à *Clostridium perfringens* a été très rarement enregistrée et était associée à une quantité excessive de glucides fermentescibles dans l'alimentation ou due à un changement alimentaire récent. La Yersiniose due à *Yersinia pseudotuberculosis* a été enregistrée une fois au cours de cette période. La paratuberculose due à *Mycobacterium avium* ssp. *paratuberculosis* a été enregistrée deux fois, avec des antécédents de perte de poids chronique dans les deux cas.

Des cas de développement de lésions nodulaires du bois de velours sous forme de fibrome ont également été enregistrés. L'analyse des nodules n'a pas révélé d'étiologie virale particulière (recherche du virus du papillome et de la variole) et aucune cause primaire n'a été déterminée, cependant l'asymétrie des lésions suggère une cause locale plus que systémique. Ce cas a été observé chez des mâles castrés, rarement chez des entiers, et jamais chez des femelles, ce qui suggère qu'un trouble hormonal puisse intervenir dans la pathogenèse.

II.3.6.2 – Gestion du parasitisme

Le parasitisme est présent dans toutes les structures étudiées. Les différents parasites retrouvés lors de coproscopies sont présentés dans le Tableau 13. Il s'agit de parasites infectant habituellement le bétail (Bussi ras et Chermette, 1995).

Les affections causées par les parasites externes (mouches, poux, gales) sont peu rapportées, le harcèlement par les insectes est cependant présent.

Les traitements antiparasitaires mis en place dépendent de la localisation de la structure et de la composition du troupeau. Ils reprennent les molécules principalement utilisées dans la lutte contre le parasitisme dans les régions où le renne est autochtone : benzimidazolés et lactones macrocycliques (partie I.6.1.3), en ajoutant des nouvelles molécules adaptées aux résultats de coproscopies : lévamisole en cas de présence de *Fasciola hepatica* par exemple.

La fréquence des traitements est supérieure en France (2 à 4 fois par an) par rapport aux pays où le renne est autochtone (1 à 2 fois par an). Cette différence s'explique par les modalités de la conduite d'élevage d'une part : dans les pays d'élevage extensif les rennes ne sont rassemblés que quelquefois par an, des traitements antiparasitaires réguliers ne sont pas réalisables ; d'autre part, les climats tempérés favorisent le développement des parasites tout au long de l'année.

La maîtrise des caractéristiques des parcs et pâtures afin de ne pas favoriser la survie, la multiplication et la transmission des parasites peut se révéler utile. Par exemple les zones humides des pâtures susceptibles d'abriter des hôtes intermédiaires de *Fasciola hepatica* peuvent être asséchées ou clôturées afin que les animaux n'y aient plus accès. Une rotation des pâtures est également envisageable afin de privilégier les pâtures les moins contaminées pour les jeunes animaux, plus sensibles et plus susceptibles de développer des signes cliniques (Bussi ras et Chermette, 1995).

Au Royaume-Uni, les nématodes gastro-intestinaux les plus fréquemment retrouvés sont ceux infectant également le bétail : notamment des espèces de *Haemonchus*, *Ostertagia*, *Nematodirus*, *Teladorsagia* et *Trichostrongylus*. Les traitements antiparasitaires reposent aussi sur l'administration orale de benzimidazolés ou de lévamisole, et sur l'application en Pour-On ou par injection de lactones macrocycliques. L'utilisation d'antiparasitaires injectables semble être la solution de choix sur le long terme puisqu'elle permet d'éviter la consommation d'aliments médicamenteux. De plus, l'application d'antiparasitaires topiques a occasionnellement causé des chutes de poils.

La persistance de symptômes (diarrhée, perte de poids) malgré l'application de traitements antiparasitaires de manière régulière a souvent été observée en association avec la présence de lésions dues à *Yersinia* visibles à l'autopsie.

Quelques cas de varron   *Hypoderma tarandi* et de myiases nasales et pharyngées dues à des larves à *Cephenemyia* ont été rapportés. Des suspensions topiques à base de deltaméthrine sont utilisées pour prévenir ces affections (Foster, 2010).

II.3.6.3 – Gestion de l'entérotoxémie

Comme expliqué en partie I.6.2.3, l'entérotoxémie est un processus pathologique aigu, très souvent fatal, dont le principal agent étiologique est *Clostridium perfringens*. Le syndrome débute à la faveur d'une rupture de l'équilibre de la flore intestinale. Il en résulte une prolifération de clostridies et un accroissement de la concentration en toxines dans l'intestin. La dégradation et l'augmentation de la perméabilité de la paroi digestive par ces toxines aboutit à une diarrhée profuse et à une toxi-infection de l'individu.

Les vaccins ne sont pas systématiques dans toutes les structures étudiées, cependant certaines structures pratiquant une vaccination régulière ont eu des cas d'entérotoxémie. L'efficacité de la vaccination est en effet variable. Ainsi elle est reconnue chez les ovins, mais moins certaines chez les caprins (Trevennec, 2006).

Compte-tenu de la conduite d'élevage du renne en France, deux facteurs de risque à l'origine du déclenchement de la maladie identifiés chez les ruminants d'élevage peuvent être retenus :

- l'atonie intestinale : conséquence d'une modification de la flore intestinale par une infestation parasitaire, une alimentation riche et concentrée ou un changement alimentaire
- le climat : des variations brutales sont génératrices de stress et provoquent un affaiblissement de l'animal

(Trevennec, 2006)

La vaccination des rennes contre l'entérotoxémie est également conseillée au Royaume-Uni, étant donné les prédispositions auxquelles les rennes sont confrontés : parasitisme, changements rapides de ration (Foster, 2010).

II.3.7 – Gestion de l'état de santé des animaux

D'une manière générale, une vérification régulière de l'état corporel des animaux par notation de l'état corporel (grille de notation présentée en II.3.5), ou avec éventuellement une pesée mensuelle, peut permettre de détecter précocement une perte d'état général (Foster, 2010).

Divers épisodes de dépérissement ou de mortalité ont été rapportés. Le diagnostic différentiel doit être effectué en connaissant les différentes affections auxquelles le renne peut être sujet, présentées en partie I.6, et éventuellement en effectuant des analyses sanguines afin d'évaluer l'état de santé général des animaux (les valeurs de référence sont présentées en partie I.5).

Les femelles gestantes et les jeunes animaux doivent être particulièrement suivis, mais également le mâle dominant en fin de période de rut. L'affaiblissement provoqué par cette période rend le mâle particulièrement sensible aux infections. Des blessures mineures peuvent en effet mener à une infection étendue, et parfois à une septicémie (Blake *et al.*, 2007).

Le renne en France est principalement élevé pour le tourisme, et est présent en région montagneuse (Alpes, Vosges, Jura, Massif Central, Pyrénées) mais également en région de plaine (Normandie, Bretagne, Nord, Bassin Aquitain). Les conduites d'élevage sont diverses et les méthodes d'alimentation s'adaptent aux besoins et à la localisation de chaque structure en se basant sur l'utilisation de foin, de granulés et de végétation extérieure. La gestion de la reproduction est encore peu développée, mais pourrait prendre de l'importance dans le cas d'une production de viande.

Les affections dominantes recensées sont le parasitisme et l'entérotoxémie. La gestion de l'alimentation et des conduites d'élevage apparaissent essentielles afin d'éviter toute source de stress ou de perturbation de la flore intestinale. La gestion des pâtures, la réalisation de traitements antiparasitaires de façon raisonnée, la distribution d'une alimentation adaptée aux besoins de l'espèce et la réalisation de transitions alimentaires lors de changements d'alimentation sont des points importants à respecter.

II.3.8 – Paramètres physiologiques

Les moyennes des valeurs observées sont dans les normes de celles rapportées dans la littérature. Cependant, comme énoncé en partie I.5, ces valeurs sont à relier au moment de la journée, à l'activité du renne au moment de la réalisation des mesures et à la période de l'année. De plus, des réactions de stress sont observées à la manipulation, avec notamment une augmentation de la fréquence cardiaque (Nilsson *et al.*, 2006).

Les résultats obtenus sont donc à moduler en raison de plusieurs points :

- Les rennes ont été auscultés à différentes périodes de l'année (en novembre, en décembre et en juin).
- Les rennes auscultés n'ont pas le même niveau d'habitation à la manipulation par l'homme, des réactions de stress peuvent donc avoir eu lieu. Le but de ces données est cependant de fournir une base aux vétérinaires qui seront confrontés à l'auscultation de ces animaux, les conditions de stress seront donc les mêmes.

CONCLUSION

Le renne, ou caribou, est une espèce adaptée à la vie en milieu polaire. Source de nourriture par la chasse, puis domestiqué pour être élevé, il est actuellement une ressource indispensable à de nombreux peuples dans les régions circumpolaires de l'hémisphère Nord.

L'importation de rennes dans des régions plus tempérées s'est fortement développée depuis la fin du XXe siècle, notamment en France où depuis les années 2000 de plus en plus de rennes sont présentés au public pour des activités de tourisme.

L'étude descriptive présentée dans cette thèse avait ainsi pour but de comprendre l'organisation de l'élevage du renne en France : effectifs, conduite d'élevage, alimentation, reproduction et affections dominantes. Des visites ont été menées dans six des douze structures ayant participé à l'étude, et un relevé de paramètres physiologiques complète ce travail. Ces différents points ont tout d'abord été étudiés dans les régions où le renne est endémique afin de comprendre les spécificités de cette espèce avant d'étudier leur adaptation en France.

Les résultats de l'étude ont montré la présence de rennes au sein de structures différentes en France : du parc animalier au détenteur particulier. Les modalités de la conduite d'élevage, de l'alimentation s'adaptent à l'utilisation des rennes dans chaque structure : animaux d'exposition ou animaux utilisés pour des activités de trait. L'encadrement de la reproduction est encore peu développé et le principal enjeu actuel est la gestion de la consanguinité. Les affections dominantes observées se rapportent au parasitisme et à des cas de mortalité brutale, notamment par entérotoxémie. La gestion de la conduite d'élevage, et la gestion de l'alimentation et du parasitisme, afin de limiter les sources de stress, apparaissent comme des points clés à maîtriser pour élever des rennes en France.

Les relevés de paramètres physiologiques ont été réalisés sur seize animaux de quatre structures différentes. Les valeurs moyennes obtenues ont été les suivantes : fréquence cardiaque : 71 +/- 20 battements par minute ; fréquence respiratoire : 42 +/- 16 mouvements par minute ; température : 38,2 +/- 0,6 °C.

Il s'agit d'une première étude permettant de décrire les différents aspects de l'introduction de rennes en France. Ce travail pourrait être complété par des études plus précises sur la gestion des différentes affections rencontrées, sur les perspectives liées à l'élevage dans le but de produire de la viande ou au développement des activités de tourisme.

BIBLIOGRAPHIE

ÅHMAN B, NILSSON A, ELORANTA E, OLSSON K. (2002). Wet belly in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) in relation to body condition, body temperature and blood constituents. *Acta Veterinaria Scandinavica*, **43**, 85-97.

ALBON SD, STIEN A, IRVINE RJ, LANGVATN R, ROPSTAD E, HALVORSEN O. (2002) The role of parasites in the dynamics of a reindeer population. *Proc. R. Soc. Lond.*, **269**, 1625-1632.

ARNEMO JM, EVANS AL, MILLER AL, OS Ø. (2011). Effective immobilizing doses of medetomidine-ketamine in free-ranging, wild Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Wildlife Diseases*, **47(3)**, 755-758.

ÅSBAKK K, KUMPULA J, OKSANEN A, LAAKSONEN S. (2014). Infestation by *Hypoderma tarandi* in reindeer calves from northern Finland – Prevalence and risk factors. *Veterinary Parasitology*, **200**, 172-178.

ÅSBAKK K, STUEN S, HANSEN H, FORBES L. (1999). A serological survey for brucellosis in reindeer in Finnmark county, northern Norway. *Rangifer*, **19(1)**, 19-24.

ASCHFALK A., VALENTIN WEIGAND P., MÜLLER W., GOETHE R. (2002). Toxin types of *Clostridium perfringens* isolated from free ranging, semi domesticated reindeer in Norway. *Veterinary Record*, **151**, 210-213

AYROUD M, LEIGHTON FA, TESSARO SV (1995). The morphology and pathology of *Besnoitia* sp. In reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Wildlife Diseases*, **31(3)**, 319-326.

BLAKE JE, ROWELL JE, SHIPKA MP. (2007). Reindeer reproductive management. In: Youngquist RS, Threfall WR. (editors). *Current therapy in large animal theriogenology*. 2nd ed., Saunders Elsevier, St Louis, Etats-Unis, 970-974.

Blithbury Reindeer Lodge. [en ligne].

[<http://www.blithburyreindeerlodge.co.uk/>] (Consulté le 09/07/2015)

BUBENIK GA, SCHAMS D, WHITE RJ, ROWELL J, BLAKE J, BARTOS L. Seasonal levels of reproductive hormones and their relationship to the antler cycle of male and female reindeer (*Rangifer tarandus*). (1997). *Comparative Biochemistry and Physiology*, **116(2)**, 269-77.

BUSSIÉRAS J, CHERMETTE R. (1995). *Parasitologie Vétérinaire. Helminthologie*. Service de Parasitologie, École Nationale Vétérinaire d'Alfort, 299 p.

CALAIS E, DRENO C. (2004). L'échographie en gynécologie bovine, ovine et caprine : réalisation d'un CD-Rom didactique. Thèse Méd. Vet., Alfort, n°132, 211 p.

DAS NEVES. Rangifer Health: scientific and educational cooperation in reindeer health. [en ligne].
[<http://www.rangifer-health.com/section.cfm?path=81,131>] (consulté le 09/09/2015)

DAS NEVES CG, IHLEBÆK HM, SKJERVE E, HEMMINGSEN W, LI H, TRYLAND M. (2013). Gammaherpesvirus infection in semidomesticated reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) : a cross-sectional, serologic study in northern Norway. *Journal of Wildlife Diseases*, **49**(2), 261-269.

DAS NEVES CG, MØRK T, THIRY J, GODFROID J, RIMSTAD E, THIRY E *et al.* (2009b). Cervid herpesvirus 2 experimentally reactivated in reindeer can produce generalized viremia and abortion. *Virus Research*, **145**, 321-328.

DAS NEVES CG, MØRK T, GODFROID J, SØRENSEN KK, BREINES E, HAREIDE E *et al.* (2009c). Experimental infection of reindeer with cervid herpesvirus 2. *Clinical and Vaccine Immunology*, **16**(12), 1758-1765.

DAS NEVES CG, ROTH S, RIMSTAD E, THIRY E, TRYLAND M. (2010). Cervid herpesvirus 2 infection in reindeer: a review. *Veterinary Microbiology*, **143**, 70-80.

DAS NEVES CG, THIRY J, SKJERVE E, YOCCOZ NG, RIMSTAD E, THIRY E *et al.* (2009a). Alphaherpesvirus infections in semidomesticated reindeer: a cross-sectional serological study. *Veterinary Microbiology*, **139**, 262-269.

Deerfarmer. [en ligne]. (Mise à jour 2015)
[<http://www.deerfarmer.org/>] (Consulté le 01/10/15).

DEL-POZO J, GIRLING S, MC LUCKIE J, ABBONDATI E, STEVENSON K. (2013). An unusual presentation of *Mycobacterium avium* spp. *paratuberculosis* infection in a captive tundra reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Comparative Pathology*, **149**, 126-131.

DIETERICH A. (1993). *Management and medical aspect of reindeer farming : examining the basics*. Agricultural and Forestry Experiment Station, School of Agriculture and Land Resources Management, University of Alaska Fairbanks, Circulaire 96, 8 p.

DIETERICH R A, MORTON J K. (1990). *Reindeer Health Aide Manual*. Agricultural and forestry experiment station, Cooperative extension service, University of Alaska Fairbanks, 77p.

DUBEY JP, LEWIS B, BEAM K, ABBITT B. (2001). Transplacental toxoplasmosis in a reindeer (*Rangifer tarandus*) fetus. *Veterinary Parasitology*, **110**, 131-135.

DUDOUET C (2003). *La production du mouton*. Editions France Agricole, 2e édition, 330 p.

ELORANTA E, NORBERG H, NILSSON A, PUDAS T, SÄKKINEN H. (2002) Individually coded telemetry: a tool for studying heart rate and behavior in reindeer calves. *Acta Veterinaria Scandinavica*, **43(3)**, 134-144.

E.I. Medical Imaging Portable Ultrasound Solutions. [en ligne]. (Mise à jour le 06/10/2011) [<http://www.eimedical.com/blog/bid/58849/Press-Release-New-I-C-E-Probe-Extension-for-the-Ibex-Ultrasound/>] (Consulté le 06/11/2015)

EUROPEAN FOOD SAFETY AUTHORITY PANEL ON BIOLOGICAL HAZARDS. (2010). Scientific opinion on the results of the EU survey for Chronic Wasting Disease (CWD) in cervids. *EFSA Journal*, **8(10)**, 1861.

EVANS AL, LIAN M, DAS NEVES CG, OS Ø, ANDERSEN R, AANES R *et al.* (2013). Physiologic evaluation of medetomidine-ketamine anesthesia in free-ranging Svalbard (*Rangifer tarandus platyrhynchus*) and wild Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Wildlife Disease*, **49(4)**, 1037-1041.

EVANS AL, RUSSEL FB, SCHOSTER JV, GAARDER JE, FINSTAD GL. (2008). Preliminary studies on the etiology of keratoconjunctivitis in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) calves in Alaska. *Journal of Wildlife Disease*, **44(4)**, 1051-1055.

EVANS MG, WATSON GL. (1987). Septicemic listeriosis in a reindeer calf. *Journal of Wildlife Disease*, **23(2)**, 314-317.

FINSTAD GL, PRICHARD AK. (2000) Growth and body weight of free-range reindeer in western Alaska. *Rangifer*, **20(4)**, 211-227.

FEDRY C. (2007). Le renne (*Rangifer tarandus tarandus*), animal de rente : particularités physiologiques, pathologie et élevage. Thèse Méd. Vet., VetAgro Sup, n°15, 91 p.

FOSTER A. Common conditions of reindeer. (2010). *In Practice*, **32**, 462-467.

GEIST V. *Deer of the World. Their Evolution, Behavior and Ecology*. (1998). 1st ed, Stackpole Book, 427 p.

GERHART KL, WHITE RG, CAMERON RD, RUSSELL DE. (1996). Estimating fat content of caribou from body condition scores. *Journal of Wildlife Management*, **60(4)**, 713-718.

GJØSTEIN H., HOLAND Ø., WELADJI R.B. (2004). Milk production and composition in reindeer (*Rangifer tarandus*), effect of lactational stage. *Comparative Biochemistry and Physiology*, **137**, 649-656.

GUDMUNDSDOTTIR B, SKIRNISSON K. (2006). The third newly discovered *Eimeria* species described from wild reindeer, *Rangifer tarandus*, in Iceland. *Parasitology Research*, **99**(6), 659-662.

HAIGH JC, GERWING V, ERDENEBAATAR J, HILL JE. (2008). A novel clinical syndrome and detection of *Anaplasma ovis* in Mongolian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Wildlife Disease*, **44**(3), 569-577.

HAMNES IS, GJERDE B, ROBERTSON L, VIKØREN T, HANDELAND K. (2006). Prevalence of *Cryptosporidium* and *Giardia* in free-ranging wild cervids in Norway. *Veterinary Parasitology*, **141**, 30-41.

HANDELAND K, BOYE M, BERGSJØ B, BONDAL H, ISAKSEN K, AGERHOLM JS. (2010). Digital necrobacillosis in norwegian wild tundra reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Journal of Comparative Pathology*, **143**, 29-38.

HANDELAND K, SKORPING A, STUEN S, SLETTBAKK T. (1994). Experimental studies of *Elaphostrongylus rangiferi* in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*): clinical observations. *Rangifer*, **14**(2), 83-87.

HAUGERUD RE, NILSSEN AC, ROGNMO A. (2010). On the efficacy of ivermectin against the reindeer sinus worm *Linguatula artica* (Penstastomida), with a review on ivermectin treatment in reindeer. *Rangifer*, **13**(3), 157-162.

HAUTANIEMI M, UEDA N, TUIMALA J, MERCER AA, LAHDENPERÄ J, MC INNES C. (2010). The genome of pseudocowpoxvirus : comparison of a reindeer isolate and reference strain. *Journal of General Virology*, **91**, 1560-1576.

Health and Welfare of Reindeer. (Mise à jour 09/2014). In : *Government of the United Kingdom. Animal and Plant Health Agency*.

[<http://ahvla.defra.gov.uk/documents/surveillance/diseases/reindeer.pdf>] (consulté le 06/09/2015)

HENTTONEN H, TIKHONOV A. *Rangifer tarandus*. *The IUCN Red List of Threatened Species*. (Mise à jour 2008)

[<http://www.iucnredlist.org/details/29742/1>] (Consulté le 02/09/2015).

HRABOK JT, OKSANEN A, NIEMINEN M, RYDZIK A, UGGLA A, WALLER PJ. (2006a). Reindeer as hosts for nematode parasites of sheep and cattle. *Veterinary Parasitology*, **136**, 297-306.

HRABOK JT, OKSANEN A, NIEMINEN M, WALLER PJ. (2006b). Population dynamics of nematode parasites of reindeer in the sub-arctic. *Veterinary Parasitology*, **142**, 301-311.

HUMPHRIES JE. (2007). *Reindeer Markets in the Circumpolar North: An Economic Outlook*. Institute for Social and Economic Research, University of Alaska, 19 p.

Index des Médicaments Vétérinaires autorisés en France. [en ligne]. (Mise à jour le 07/09/2015) In: ANSES.

[<http://www.ircp.anmv.anses.fr/>] (Consulté le 07/09/2015)

Integrated Taxonomic Information System (ITIS). [en ligne]. (Mise à jour 30/09/15)

[http://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=180701]

(Consulté le 01/10/2015)

JARRIGE R, RUCKEBUSCH Y, DEMARQUILLY C *et al.* (1995) *Nutrition des ruminants domestiques. Ingestion et digestion*. Éditions Quae, INRA, Paris, 922 p.

JERNSLETTEN JLL, KLOKOV K. (2002). *Sustainable reindeer husbandry*. Rapport, Centre d'études Sâmes, Université de Tromsø, Norvège, 164 p.

JOHNSON D, JANE HARMS N, NICHOLAS LARTER C, BRETT ELKIN T, TABEL H, WEI G. (2010). Serum biochemistry, serology, and parasitology of boreal caribou (*Rangifer tarandus caribou*) in the Northwest Territories, Canada. *Journal of Wildlife Diseases*, **46**(4), 1096-1107

JOSEFSEN TD, OKSANEN A, GJERDE B. Antiparasitic treatment of reindeer (abstract). (2014a). *Norks veterinaertidsskrift*, **162**(2), 216-219.

JOSEFSEN TD, OKSANEN A, GJERDE B. Parasites in reindeer in Fennoscandia – a review (abstract). (2014b). *Norks veterinaertidsskrift*, **126**(2), 183-199.

JOSEFSEN TD, SØRENSEN KK, MØRK T, MATHIESEN SD, RYENG KA. (2007). Fatal inanition in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*): pathological findings in completely emaciated carcasses. *Acta Veterinaria Scandinavica*, **28**, 49-27.

JOSEFSEN TD, SUNDSET MA. Feeding of reindeer and diseases associated with feeding (abstract). (2014). *Norks veterinaertidsskrift*, **162**(2), 160-169.

KAUTTO AH, ALENIUS S, MOSSING T, BECHER P, BELÁK S, MAGDALENA L. (2012). Pestivirus and alphaherpesvirus infections in Swedish reindeer (*Rangifer tarandus tarandus* L.). *Veterinary Microbiology*, **156**, 64-71.

KEMPER N. (2004). Untersuchungen zum Vorkommen ausgewählter Zooanthroponose-Erreger bei Rentieren unter dem Aspekt der aktuellen Situation der finnischen Rentierwirtschaft, Thèse Méd. Vet., Hanovre, Allemagne, 135 p.

KEMPER N, ASCHFALK A, HÖLLER C. (2006). *Campylobacter* spp., *Enterococcus* spp., *Escherichia coli*, *Salmonella* spp., *Yersinia* spp., and *Cryptosporidium* oocysts in semi-domesticated reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) in Northern Finland and Norway. *Acta Veterinaria Scandinavica*, **48**, 1-7.

- KHAN RA, EVANS L. (2006). Prevalence of *Sarcocystis* spp. in two subspecies of caribou (*Rangifer tarandus*) in Newfoundland and Labrador, and foxes (*Vulpes vulpes*), wolves (*Canis lupus*), and husky dogs (*Canis familiaris*) as potential definitive hosts. *Journal of Parasitology*, 92(3), 662-663.
- KLEIN J, TRYLAND M. (2005). Characterisation of parapoxviruses isolated from Norwegian semi-domesticated reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Virology Journal*, 2, 79.
- KUIPERS A, ROZSTALNYY A, KEANE G. (2014). *Cattle husbandry in Eastern Europe and China. Structure, development paths and optimisation*. Wageningen Academic Publishers, 280 p.
- LAAKSONEN S. (2010). *Setaria tundra*, an emerging parasite of reindeer, and an outbreak it caused in Finland in 2003-2006. Thèse Méd. Vet., Helsinki, Finlande, 80 p.
- LECLERC-CASSAN M. (1994). Notes sur la biologie du renne (*Rangifer tarandus tarandus*). In : *Colloque Franco-Nordique sur le renne*, Paris, 14-15 janvier.
- LEFRERE S C, LAUVERGNE J.-J. (2005). L'élevage du renne (*Rangifer tarandus L.*) en Finlande, ses origines et son évolution récente. *Animal Genetic Resources Information*, 36, 85-100.
- LEYNAUD D. (2003) Intérêt de l'étude de la progestérone dans le diagnostic de gestation chez le renne (*Rangifer tarandus tarandus*). Thèse Méd. Vet., Lyon, n°17, 71 p.
- LINTZENICH BA, WARD AM. (1997). Hay and Pellet Ratios : Considerations in Feeding Ungulates. In : *Nutrition Advisory Group Handbook*, Fiche Information 006, 12 p.
- MAC DONALD E, HANDELAND K, BLYSTAD H, BERGSAKER M, FLADBERG M, GJERSET B *et al.* (2011). Public health implications of an outbreak of rabies in arctic foxes and reindeer in the Svalbard archipelago, Norway, september 2011. *Eurosurveillance*, 16(40), 1-4.
- MACSLOY. Basic veterinary management of reindeer. (2014). In *Practice*, 36, 495-500
- MENG X, ARYAL A, TAIT A, RAUBENHIEMER D, WU J, MA Z *et al.* (2014). Population trends, distribution and conservation status of semi-domesticated reindeer (*Rangifer tarandus*) in China. *Journal for Nature Conservation*, 22, 539-546.
- MEISTIG K, TYLER NJC, BLIX AS. (2000). Seasonal changes in heart rate and food intake in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Acta Physiologica Scandinavica*, 170, 145-151

MILLER AL, EVANS AL, OS Ø, ARNEMO JM. (2013). Biochemical and hematologic reference values for free-ranging, chemically immobilized wild Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) during early winter. *Journal of Wildlife Diseases*, **49**(02), 221-228

MITCHELL GB, SIGURDSON CJ, O'ROURKE KI, ALGIRE J, HARRINGTON NP, WALTHER I *et al.* (2012). Experimental oral transmission of Chronic Wasting Disease to reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). [on-line], *PLoS ONE*, **7**(6).

[<http://journals.plos.org/plosone/article?id=10.1371/journal.pone.0039055>] (Consulté le 14/09/15)

NIKANDER S, SAARI S. (2007). Notable seasonal variation observed in the morphology of the reindeer rumen fluke (*Paramphistomum leydeni*) in Finland. *Rangifer*, **27**(1), 47-57.

NILSSON A. (2003). Adaptation of semi-domestic reindeer to emergency feeding. Thèse de doctorat, Université suédoise des sciences agricoles, Uppsala, Suède, 40 p.

NILSSON A, ÅHMAN B, NORBERG H, REDBO I, ELORANTA E, OLSSON K. (2006). Activity and heart rate in semi-domesticated reindeer during adaptation to emergency feeding. *Physiology and Behavior*, **88**, 116–123.

OKSANEN A. (1999). Endectocide treatment of the reindeer. *Rangifer*, Special Issue n° 11, 51 p.

OKSANEN A, ÅSBAKK K, NIEMINEN M, NORBERG H, NÄREAHO A. (1997). Antibodies against *Toxoplasma gondii* in Fennoscandian reindeer – association with degree of domestication. *Parasitology International*, **46**, 255-261.

OKSANEN A, GUSTAFSSON K, LUNDÉN A, DUBEY P, THULLIEZ P, UGGLA A. (1996). Experimental *Toxoplasma gondii* infection leading to fatal enteritis in reindeer (*Rangifer tarandus*). *Journal of Parasitology*, **82**(5), 843-845.

OLDEBOER K, OPHOF A. Nutritional composition of Finnish semi-domestic reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) spring forage intake. Analysis for the assesment of current captive reindeer diets (*Rangifer tarandus*). (2011). Rapport de recherche, Bachelor de Sciences en Gestion des Animaux, Van Hall Larenstein University, Pays-Bas, 43p.

OPHOF AA, OLDEBOER KW, KUMPULA J. (2013). Intake and chemical composition of winter and spring forage plants consumed by semi-domesticated reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) in Northern Finland. *Animal Feed Science and Technology*, **185**, 190– 195.

PALMER VM, STOFFREGEN WC, ROGERS DG, HAMIR AN, RICHT JA, PEDERSEN DD *et al.* (2004). West Nile virus infections in reindeer (*Rangifer tarandus*). *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, **16**, 219-222.

PALMER VM, WATERS WR, THACKER TC, STOFFREGEN WC, THOMSEN BV. (2006). Experimentally induced infection of reindeer (*Rangifer tarandus*) with *Mycobacterium bovis*. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, **18**, 52-60.

PAPAGEORGIOU S. (2011). Surveillance and epidemiology of tick-borne pathogens in mongolian ungulates. Thèse de doctorat, Université de Californie, Davis, États-Unis, 171 p.

PÖSÖ AR. (2005). Seasonal changes in reindeer physiology. *Rangifer*, **25**(1), 31-38.

RANHEIM B, HORSBERG TE, NYMOEN U, SØLI NE, TYLER NJ, ARNEMO JM. (1997). Reversal of medetomidine-induced sedation in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) with atipamezole increases the medetomidine concentration in plasma. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, **20**(5), 350-354.

REHBINDER C, MATTSSON R. (1994). Mycotic skin lesions in an adult reindeer caused by *Debaryomyces hansenii*. A case report. *Rangifer*, **14**(3), 129-130.

REHBINDER C, MATTSSON R, BELAK K. (1994). Aspergillosis in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus* L.). A case report. *Rangifer*, **14**(3), 131-132.

Reindeer Herding. [en ligne]. (Mise à jour 2015)
[<http://www.reindeerherding.org/>] (consulté le 06/09/2015)

ROPSTAD E. (2000). Reproduction in female reindeer. *Animal Reproduction Science*, **60-61**, 561-557.

ROPSTAD E, FORSBERG M, SIRE JE, KINDAHL H, NILSEN T, PEDERSEN Ø *et al.* (1995). Plasma concentrations of progesterone, oestradiol, LH and 15-ketodihydro-PGF_{2α} in Norwegian semi-domestic reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) during their first reproductive season. *Journal of Reproduction and Fertility*, **104**, 307-314.

RYENG KA, LARSEN S, RANHEIM B, ALBERTSEN G, ARNEMO JM. (2001). Clinical evaluation of established optimal immobilizing doses of medetomidine-ketamine in captive reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *American Journal of Veterinary Research*, **62**(3), 406-413.

ROPSTAD E, VEIBERG V, SÄKKINEN H, DAHL E, KINDAHL H, HOLAND Ø *et al.* (2005). Endocrinology of pregnancy and early pregnancy detection by reproductive hormones in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Theriogenology*, **63**, 1775-1788.

RYG M, JACOBSEN E. (1982). Seasonal changes in growth rate, feed intake, growth hormone, and thyroid hormones in young male reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Canadian Journal of Zoology*, **60**, 15-23.

SÄKKINEN H. (2005). Variation in the blood chemical constituents of reindeer. Significance of season, nutrition and other extrinsic and intrinsic factors. Thèse de doctorat, Faculté de Science de l'université de Oulu, Finlande, 61 p.

SÄKKINEN H, TORNBERG J, GODDARD PJ, ELORANTA E, ROPSTAD E, SAARELA S. (2004). The effect of blood sampling method on indicators of physiological stress in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Domestic Animal Endocrinology*, **26**, 87-98.

SAVELA H, VAHTIALA S, LINDEBERG H, DAHL E, ROPSTAD E, BECKERS J-F *et al.* (2009). Comparison of accuracy of ultrasonography, progesterone, and pregnancy-associated glycoprotein tests for pregnancy diagnosis in semidomesticated reindeer. *Theriogenology*, **72**, 1229-1236.

SLETTEN H, HOVE K. (1990). Digestive studies with a feed developed for realimentation of starving reindeer. *Rangifer*, **10(1)**, 31-37.

STIEN A, IRVINE RJ, ROPSTAD E, HALVORSEN O, LANGVATN R, ALBON DS. (2002). The impact of gastrointestinal nematodes on wild reindeer: experimental and cross-sectional studies. *Journal of Animal Ecology*, **71**, 937-945.

STOFFREGEN WC, ALT DP, PALMER MV, OLSEN SC, WATERS WR, STASKO JA. (2006). Identification of a haemomycoplasma species in anemic reindeer (*Rangifer tarandus*). *Journal of Wildlife Diseases*, **42(2)**, 249-258.

The Cairngorm Reindeer. [en ligne]. (Mise à jour 2015)
[<http://www.cairngormreindeer.co.uk/>] (consulté le 09/07/2015)

THOMPSON B, DIETERICH R, RENECKER LA. (1992). *Corral design and operation for improved handling efficiency and reindeer safety*. Agricultural and Forestry Experiment Station, School of Agriculture and Land Resources Management, University of Alaska Fairbanks, Circulaire 86, 12 p.

TREVENNEC K. (2006). Entérotoxémies: comparaison des formes ovines et caprines. Thèse Med. Vet. , Alfort, n°34, 112 p.

TRYLAND M, OLSEN I, VIKØREN T, HANDELAND K, ARNEMO JM, THARALDSEN J *et al.* (2004). Serologic survey for antibodies against *Mycobacterium avium* spp *paratuberculosis* in free-ranging cervids from Norway. *Journal of Wildlife Diseases*, **40(1)**, 32-41.

TRYLAND M, DAS NEVES CG, SUNDE M, MØRK T. (2009). Cervid herpesvirus 2, the primary agent in an outbreak of infectious keratoconjunctivitis in semidomesticated reindeer. *Journal of Clinical Microbiology*, **47**(11), 3707-3713.

TRYLAND M. (2010). Are we facing new health challenges and diseases in reindeer in Fennoscandia? *Rangifer*, **32**(1), 35-47.

TRYLAND M, KLEIN J, BERGER T, JOSEFSEN TD, DAS NEVES CG, OKSANEN A *et al.* (2013). Experimental parapoxvirus infection (contagious ecthyma) in semi-domesticated reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Veterinary Microbiology*, **162**, 499-506.

University of Alaska Fairbanks. Reindeer Research Program. [en ligne]. (Mise à jour 15/05/2015).

[<http://www.reindeer.salrm.uaf.edu/>] (consulté le 02/09/2015)

VAHTIALA S, SÄKKINEN H, DAHL E, ELORANTA E, BECKERS JF, ROPSTAD E. (2004). Ultrasonography in early pregnancy diagnosis and measurements of fetal size in reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*). *Theriogenology*, **61**, 785-795.

VOIGT K, DAGLEISH MP, FINLAYSON J, BERESFORD G, FOSTER G. (2009). Black disease in a forest reindeer (*Rangifer tarandus fennicus*). *Veterinary Record*, **165**, 352-353.

WELADJI RB, HOLAND Ø, ALMØY T. (2003). Use of climatic data to assess the effect of insect harassment on the autumn weight of reindeer (*Rangifer tarandus*) calves. *Journal of Zoology*, London, **260**, 79-85.

WIEGMANN L, SILAGHI C, OBIEGALA A, KARNATH C, LANGER S, TERNES K *et al.* (2015). Occurrence of *Babesia* species in captive reindeer (*Rangifer tarandus*) in Germany. *Veterinary Parasitology*, **211**(1-2), 16-22.

Wikipédia. Rennes du père Noël. [en ligne]. (Mise à jour 04/04/2015).

[https://fr.wikipedia.org/wiki/Rennes_du_père_Noël/] (consulté le 16/09/2015)

YOKOTA T, SHIBAHARA T, YAMAGUCHI M, JIMMA K, ISHIKAWA Y, KADOTA K. (2004). Concurrent fatal listeriosis, zygomycosis and aspergillosis in a reindeer (*Rangifer tarandus*) calf. *Veterinary Record*, **154**, 404-406.

Annexe 1 : Questionnaire structure n°1

- **Effectif**

Année d'implantation : 2014

Effectif total actuel : 5 rennes (3 mâles entiers, 1 femelle, 1 jeune femelle)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : visite de l'élevage, attelage.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : deux parcs, 100 m² chacun

Organisation de l'utilisation des parcs : un parc pour deux à trois animaux

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : abris (restent souvent à l'intérieur pour se protéger des mouches en été), râtelier à foin, mangeoire, abreuvoir (seau), partie boisée, blocs de sel

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté, apport d'herbe fauchée, de feuilles (tremble, frêne), de lichen et d'arbustes (framboisiers) ramassés dans les environs ; stockage de lichen séché

Type de concentrés distribués et quantité : distribution individuelle, environ 2kg de granulés B pour rennes et 2,5 kg de pulpe de betterave pour les 5 rennes par jour

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : variation de l'alimentation extérieure apportée selon la végétation disponible

- **Reproduction**

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : mise-bas sans assistance, surveillance régulière

Difficultés autour de la reproduction : pas de difficulté rapportée pour le moment

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : contention manuelle

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- Parage au besoin

- Épisode de ballonnement sur un renne adulte lors de la distribution d'un fourrage fraîchement fauché : changement de fourrage (plus sec) et administration d'un mélange d'huile et de vinaigre

- Amaigrissement de la femelle en lactation : présence de strongles respiratoires (infestation légère)

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires internes : utilisation d'ivermectine injectable ou de fenbendazole Per Os au besoin, en fonction résultats coprologies

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, Miloxan® tous les ans, avec un rappel 15 jours après pour les jeunes

Annexe 2 : Questionnaire structure n°2

- **Effectif**

Année d'implantation : 2005

Effectif total actuel : 38 rennes (1 mâle castré, 1 mâle entier, 27 femelles, 9 jeunes)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : visite de l'élevage, distribution de lichen aux rennes

Vente ou utilisation des bois : décoration et artisanat privé

Vente d'animaux : vente à l'automne de mâles et femelles

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 6 ha et un petit enclos séparé pour isoler un animal de manière transitoire ou pour réaliser une quarantaine lors d'introductions

Utilisation d'un bâtiment : pas d'utilisation de bâtiment

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : zone boisée, ruisseau et présence d'un abri où est distribuée l'alimentation

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : $\frac{3}{4}$ de granulés B pour renne et $\frac{1}{4}$ de pulpe de betterave en hiver, $\frac{1}{4}$ de granulés B pour rennes et $\frac{3}{4}$ de pulpe de betterave en été, distribution d'environ 40 kg par jour pour tous les rennes

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : lichen pendant les visites

Distribution de la ration : collective

- **Reproduction**

Pas de suivi particulier du troupeau pour la reproduction. Les femelles de moins de trois ans n'ont généralement pas de petit. Essai d'avoir un mâle dominant sans consanguinité avec le reste du troupeau.

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : contention manuelle

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- mortalité néonatale : perte de 4 jeunes sur 9 en 2014 et de 5 jeunes sur 14 en 2015, en général pas de symptômes annonciateurs

- pertes de jeunes et d'adultes suite à des agressions lors du brame

- pertes sur adultes :

- ⇒ entérotoxémie : un cas sur un mâle dominant après la période de reproduction, attesté par autopsie

- ⇒ dépérissement : un cas de faiblesse progressive sur une femelle, traitement symptomatique puis amélioration de l'état général

- parasitisme : incidence variable, réalisation de coprologies au besoin si visualisation de troubles gastro-intestinaux (ballonnement, diarrhée) ou si visualisation d'anneaux de *Moniezia* (ténia) dans les fèces

- ⇒ parasites retrouvés en coproscopie : oeufs de strongles digestifs, de *Moniezia* (ténia) et de douve

⇒ lors de l'introduction d'un nouvel animal, réalisation d'un traitement anti-parasitaire puis mise en quarantaine avant l'introduction dans le troupeau

Les animaux malades ne sont pas isolés du reste du groupe (meilleure récupération observée).

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires internes et externes : environ quatre traitements par an : injection de moxidectine et administration orale d'oxyclozanide ou de fenbendazole en alternance, adapté en fonction des résultats de coproscopies réalisées au besoin

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, Miloxan® sur tout le troupeau tous les ans, avec rappel 15 jours après

Annexe 3 : Questionnaire structure n°3

- **Effectif**

Année d'implantation : 1997

Effectif total actuel : 6 rennes (1 mâle entier, 4 femelles, 1 jeune mâle)

Evolution de l'effectif depuis l'année d'implantation : des pertes par mort subite ont eu lieu les premières années mais le troupeau s'est ensuite développé et a compté jusqu'à 40 animaux en 2008. Puis des épisodes de mortalité pour cause de parasitisme ont touché l'élevage. Les rennes étaient alors en semi-liberté dans un parc, en 2012 ils ont été déplacés dans un bâtiment où ils restent maintenant à l'année.

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : visite de la ferme et animations autour de Noël

Vente ou utilisation des bois : pour la recherche en archéologie et pour la recherche contre le cancer

- **Conduite d'élevage**

Utilisation d'un bâtiment : toute l'année, 6 rennes sur 180 m²

Organisation du bâtiment : terre battue recouverte de foin, râtelier à foin, abreuvoirs et pierre à lécher

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : mélange équitable de granulés A pour rennes et de son, distribution différente selon les saisons

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : lichen en friandise

Distribution de la ration : collective

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : oui, changement de mâle si risques de consanguinité

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : mise-bas sans intervention, les femelles s'isolent d'elles-mêmes pour mettre bas

Modalités de sevrage : naturel

Difficultés de mise à la reproduction : toutes les femelles ne sont pas gestantes chaque année

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : contention manuelle

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- manque de colostrum ou de lait : utilisation de colostrum ovine ou bovin ou d'un mélange lait/crème

- parasitisme :

⇒ en extérieur : œufs de strongles gastro-intestinaux (infestation légère à forte), de trichures (infestation moyenne), de *Dicrocoelium* (infestation légère), d'ookystes coccidiens (infestation légère) et de protostrongles (infestation moyenne)

⇒ passage en bâtiment depuis 2012 pour limiter le parasitisme

- entérototoxicité

- parage deux fois par an
- avortements : origines traumatiques ou stress supposées

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes et internes : seulement au besoin si visualisation de troubles gastro-intestinaux ou de baisse d'état général

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, Bravoxin® tous les ans avec rappel à un mois pour les jeunes. Réaction au Miloxan® observée : tremblements pendant une heure après l'injection.

Annexe 4 : Questionnaire structure n°4

- **Effectif**

Année d'implantation : 2007

Effectif total actuel : 7 rennes (2 mâles entiers, 2 mâles castrés, 2 femelles, 1 jeune mâle)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : attelage et découverte des rennes

Vente ou utilisation des bois : décoration et artisanat privé

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : deux parcs de 0,5 ha et un parc de 0,3 ha

Utilisation d'un bâtiment : toute l'année

Organisation de l'utilisation des parcs et du bâtiment :

Bâtiment : l'hiver et quand les animaux ne sont pas en pâture

Pâture : lors de pauses ou pour la reproduction (séparation du mâle et de la/les femelles du groupe), ne sert pas pour l'alimentation mais juste pour la détente. Maximum trois semaines de suite avec quelques jours de pause entre chaque période de pâture. Pas de mise en pâture pour les jeunes de moins d'un an.

Organisation du bâtiment : boxes individuels ou avec deux individus, râtelier à foin, mangeoire, abreuvoir, bloc de sel et paille sur terre battue.

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : présence d'un abri et de gros arbres, d'un ruisseau et de végétation (chardons, bruyères, myrtilles, carvi, épilobe, géranium)

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : mélange de pulpe de betterave avec du muesli pour chevaux, et d'orge avec un concentré minéral et vitaminé

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : lichen en friandise

Distribution de la ration : individuelle en bâtiment en collective en pâture

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : plus de distribution de foin l'hiver pendant la période d'attelage

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : non, seulement femelle(s) sans parenté avec les mâles entiers présents

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : mise-bas sans intervention au box ou au pré

Modalités de sevrage : naturel

Difficultés de mise à la reproduction : détection des chaleurs

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : séparation dans un box, contention manuelle

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- carences en sélénium et en vitamine E : injection de sélénium et d'alpha-tocopherol pendant 5 jours ; cures de lichen, champignons, ortie et prêle ramassés dans les environs
- dépérissement : un cas avec épisode de tremblements et d'hyperthermie (41 °C), injection dexaméthasone et benzylpénicilline-dihydrostreptomycine ; bon rétablissement
- suspicions d'entérotoxémie :
 - ⇒ signes d'abattement, de baisse d'état général et de troubles gastro-intestinaux pendant une semaine puis mort
 - ⇒ un cas de mort subite sur un animal de 1 an lors de la première mise en pâture : herbe jeune, terrain humide, suspicion ingestion importante de granulés
- parasitisme :
 - ⇒ analyses coproscopiques : forte présence d'œufs de strongles digestifs (400 à 600 œufs par gramme) ainsi que *Trichuris ovis*, *Muellerius capillaris* et *Capillaria sp*
 - ⇒ affection rencontrée principalement à la mise en pâture
 - ⇒ assainissement des pâtures pendant un an puis vermifugation tous les trois mois, voire plus au besoin depuis
- épisodes de diarrhée : utilisation de smectite, argile blanche ou charbon
- parage au besoin jusqu'à trois fois par an

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes : oui, ivermectine injectable

Utilisation d'antiparasitaires internes : oui sur coprologie (environ une fois tous les trois mois, une par mois en crise), ivermectine injectable

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, entérotoxémie : Miloxan®

Annexe 5 : Questionnaire structure n°5

- **Effectif**

Année d'implantation : 2008

Effectif total actuel : 10 rennes (3 mâles entiers, 6 femelles, 1 jeune mâle)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : visite de l'élevage, activités de trait en prévision.

Echange de veaux avec d'autres élevages.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 1 hectare (extension de 1 hectare en prévision)

Utilisation d'un bâtiment : pas d'utilisation de bâtiment

Organisation de l'utilisation des parcs et du bâtiment : une pâture de 1 hectare pour 10 animaux

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : abris, râtelier à foin, mangeoire, partie boisée, blocs de sel, ruisseaux

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté, végétation disponible dans les pâtures (feuilles d'arbres, arbustes, graminées)

Type de concentrés distribués et quantité : granulés B pour rennes distribués à volonté de manière collective

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : lichen en friandise ramassé l'hiver dans les environs

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : variation de l'alimentation des rennes selon la végétation disponible dans les parcs

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : gestion du mâle reproducteur (échanges) pour éviter les risques de consanguinité

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : mise-bas au parc, surveillance régulière

Modalités de sevrage : naturel

Difficultés autour de la reproduction : lactation insuffisante : utilisation de lait de chèvre en remplacement

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : couloir de contention

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- Parasitisme : observation des fécès et traitement en fonction de l'état à l'ivermectine pour les adultes et au fenbendazole pour les jeunes, environ deux fois par an
- Prévention de l'entérototoxicité : gestion du pâturage (éviter l'herbe jeune) et surveillance régulière des animaux pour détecter toute baisse d'état général
- Avortements ponctuels, sans symptômes annonciateurs

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes : oui, ivermectine injectable

Utilisation d'antiparasitaires internes : oui, ivermectine injectable ou fenbendazole per os
Vaccination contre certains agents pathogènes : non

Annexe 6 : Questionnaire structure n°6

- **Effectif**

Année d'implantation : 2000

Effectif total actuel : 15 rennes (1 mâle entier, 9 femelles, 5 jeunes)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : présentation des animaux.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc principal de 2500 m², un parc de nuit de 1500 m², 1 parc de séparation de 100 m²

Nombre d'animaux par parc : les trois parcs pour le groupe

Effectuez-vous une rotation des parcs : non

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : Présence de points d'eau et d'abris dans le parc principal et le parc de séparation

Hiver : parc principal plus parc de nuit

Saison : parc principal pendant la journée et parc principal plus parc de nuit pendant la nuit

Dans les parcs pas de végétation au sol mais forêt.

Utilisation d'un bâtiment : toute l'année

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin de bonne qualité à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : pour le groupe environ 35kg des granulés pas jour. Granulés faits spécialement pour le parc et utilisés pour les cerfs, les rennes, les bisons d'Amérique, les chèvres et les moutons.

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : branches (avec ou sans feuilles)

Distribution de la ration : collective

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : non

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : oui, pour éviter de la consanguinité : échanges des mâles ou départ des filles.

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : dans le groupe, séparation seulement si problèmes.

Modalités de sevrage : naturel

Difficultés de mise à la reproduction : une partie des femelles n'est pas chaque année gestante.

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : cabane et enclos de séparation, les animaux sont attrapés par les animaliers

Affections dominantes : boiterie (onglons trop longs ou cassés, abcès), autres affections ponctuelles : entérotoxémie, diarrhée, aspergillose (forme digestive), avortement, conjonctivite, mortalité néonatale, pneumonie...

Traitements utilisés lors de ces affections : parage, anti-inflammatoires non stéroïdiens (flunixin meglumine), antibiotiques (benzylpenicilline – dihydrostreptomycine par exemple)

Moyens de prévention mis en place vis-à-vis de ces affections : sol permettant l'usure des onglons (sol en béton, cailloux)

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes : oui, deltaméthrine, avermectines injectables

Utilisation d'antiparasitaires internes : oui, fenbendazole, albendazole, avermectines injectables

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui , Miloxan®

Annexe 7 : Questionnaire structure n°7

- **Effectif**

Année d'implantation : 2013

Effectif total actuel : 5 rennes (2 mâles entiers, 3 femelles)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : présentation des animaux.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 1000 m² environ contenant un pré parc d'environ 50 m²

Nombre d'animaux par parc : 5

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : enclos partiellement boisé (chênes), présence de deux points d'eau (dont un abreuvoir automatique) et de deux râteliers à foin. Présence d'un abri divisé en deux, dont un côté peut se fermer (possibilité d'isoler un ou plusieurs individus).

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin fin (type regain), environ 12kg par jour pour les cinq animaux

Type de concentrés distribués et quantité : Alimentation trois fois par jour avec un mélange de granulés : 50% granulés A pour rennes et 50% aliment ovin.

Les quantités distribuées varient en fonction de la saison et du sexe des individus : augmentation progressive de la ration d'avril à novembre et diminution en hiver. Quantité journalière moyenne distribuée par individu en hiver : 750 g 3 fois par jour.

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : Branches de mars à novembre (principalement noisetier et bouleau)

Distribution de la ration : individuelle

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : oui, mâles et femelles non apparentés

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : Surveillance de l'état général. Pas de séparation des femelles gestantes.

Modalités de sevrage : naturel

Difficultés de mise à la reproduction : toutes les femelles ne sont pas gestantes chaque année

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal :

- Isolement en box, installation d'un couloir de contention en cours.
- Contention manuelle en box pour vaccinations et soins locaux (soins de plaie par exemple)
- Contention chimique pour toute autre intervention (coupe des onglons par exemple)

Affections dominantes : deux cas d'entérotoxémie l'année d'implantation

Traitements utilisés lors de ces affections : modification de la ration alimentaire (qualité du foin distribué, choix des granulés)

Moyens de prévention mis en place vis-à-vis de ces affections : vaccination annuelle contre l'entérotoxémie (Miloxan ®)

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes : deltaméthrine pour-on

Utilisation d'antiparasitaires internes : fenbendazole. Traitement systématique au printemps et à l'automne. Coprologies de contrôle au cours de l'année.

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, Miloxan®

Annexe 8 : Questionnaire structure n°8

- **Effectif**

Effectif total actuel : 3 rennes (1 mâle entier, 1 femelle, 1 jeune)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : présentation des animaux.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 2000 m²

Nombre d'animaux par parc : 3

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : présence de points d'eau, de râteliers à foin et d'abris.

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : alimentation deux fois par jour avec des granulés pour chevaux

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : feuilles de saule

Distribution de la ration : collective

- **Reproduction**

Utilisation de toutes les femelles pour la reproduction : oui

Modalités de mise bas (surveillance, séparation ou non du reste du troupeau) : Surveillance de l'état général. Pas de séparation des femelles gestantes.

Difficultés de mise à la reproduction : avortements, rejet d'un petit par une femelle

- **Pathologie**

Affections dominantes : diarrhées, parasitisme et avortements

Traitements utilisés lors de ces affections : traitements anti-parasitaires

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires internes : lévamisole/oxyclozanide Per Os environ 3 fois par an

Vaccination contre certains agents pathogènes : non

Annexe 9 : Questionnaire structure n°9

- **Effectif**

Année d'implantation : 2015

Effectif total actuel : 1 renne (1 femelle)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : présentation des animaux. Activités de trait en prévision.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 3000 m²

Nombre d'animaux par parc : 1 (avec une chèvre)

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : présence d'un point d'eau, d'un râtelier à foin, d'un abri et de pierres à sel.

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : alimentation avec des granulés pour jeune bovin en été, et granulés A pour rennes en hiver

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : lichen ramassé dans les environs

- **Reproduction**

Pas encore de reproduction.

- **Pathologie**

Affections dominantes : parasitisme

Traitements utilisés lors de ces affections : traitements anti-parasitaires

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires internes : fenbendazole Per Os deux fois à 2/3 semaines d'intervalle 3 à 4 fois par an

Vaccination contre certains agents pathogènes : non

Annexe 10 : Questionnaire structure n°10

- **Effectif**

Effectif total actuel : 3 rennes (3 mâles entiers)

- **Utilisation des rennes**

Tourisme : présentation des animaux.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 2000 m² environ

Nombre d'animaux par parc : 3

Organisation des parcs (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) : présence d'abris, d'un point d'eau, absence de végétation.

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin de regain environ 2 à 3 kg par jour

Type de concentrés distribués et quantité : Pulpe de betterave (1,5 kg par jour), carottes (4 kg) et granulés herbivores (2 kg/animal/jour) toute l'année

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : Légumes divers et branchages

Distribution de la ration : collective

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : contention manuelle

Affections dominantes : parasitisme

Moyens de prévention mis en place vis-à-vis de ces affections : vermifugation

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes : non

Utilisation d'antiparasitaires internes : oui, vermifugation deux fois par an : fenbendazole et ivermectine par voie orale en alternance

Vaccination contre certains agents pathogènes : non

Annexe 11 : Questionnaire structure n°11

- **Effectif**

Année d'implantation : 2010

Effectif total actuel : 0.

Evolution de l'effectif depuis l'année d'implantation : Initialement un couple avec un jeune, puis vente du jeune et perte de la femelle. Essai d'implantation de deux jeunes femelles sans succès. Mort du mâle en décembre 2014.

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un enclos

Nombre d'animaux par parc : 4

Utilisation d'un bâtiment : abris à disposition

Organisation du parc (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) :

Abris, arbres, point d'eau naturel et bac d'abreuvement.

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin d'excellente qualité, environ 10 kg/j

Type de concentrés distribués et quantité : granulés pauvres en protéines

Utilisation d'une autre alimentation (lichen par exemple) : cueillette de lichen et branchages de noisetier

Distribution de la ration : collective

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : branchages selon les saisons

- **Pathologie**

Moyens de contention utilisés pour isoler un animal : utilisation de l'abris

Affections dominantes, traitements et moyens de prévention :

- entérotaxémie
- embolie pulmonaire
- prolapsus utérin avec évolution en hystérectomie
- mortalités sans étiologie identifiée à l'autopsie

- **Prophylaxie**

Utilisation d'antiparasitaires externes et internes : moxidectine Pour On

Vaccination contre certains agents pathogènes : oui, contre l'entérotaxémie

Annexe 12 : Questionnaire structure n°12

- **Effectifs de l'élevage**

Année d'implantation : 2006

Effectif total en juin 2015 : 0, perte des 4 rennes (2 mâles entiers, 2 femelles) en août 2015

- **But de l'élevage de rennes**

Tourisme : découverte des rennes

- **Conduite d'élevage**

Nombre et superficie des parcs : un parc de 300 m²

Utilisation d'un bâtiment : pas d'utilisation de bâtiment

Organisation du parc (présence d'abris, de végétation, de points d'eau) :

Broyat de bois sur terre battue. Présence d'un abri, d'un râtelier à foin, d'une mangeoire, d'abreuvoirs et d'une zone ombragée.

- **Alimentation**

Type de fourrage distribué et quantité : foin et paille à volonté

Type de concentrés distribués et quantité : granulés A pour rennes

Méthode d'alimentation différente selon les saisons : non

LE RENNE (*RANGIFER TARANDUS*) EN FRANCE : MODALITÉS DE LA CONDUITE D'ÉLEVAGE ET PARAMÈTRES PHYSIOLOGIQUES

NOM : COUDRAY

Prénoms : Delphine, Lucienne, Yvonne, Marie

Résumé

Le renne, ou caribou (*Rangifer tarandus*), est présent sur tous les continents de l'hémisphère Nord et est adapté à la vie en régions de taïga et de toundra. Son introduction dans des régions plus tempérées est récente, notamment en France où différentes structures utilisent des rennes pour des activités de tourisme. Après avoir étudié les particularités de cette espèce et son élevage dans les régions où elle est endémique, ce travail de thèse présente une étude descriptive destinée à étudier les modalités de l'élevage du renne en France : effectifs, conduite d'élevage, alimentation, reproduction et affections dominantes. Dans le cadre de cette étude, des données ont été collectées auprès de douze structures élevant, ou ayant élevé récemment, des rennes en France et des visites ont été réalisées dans six de ces structures. Un relevé de paramètres physiologiques (température, fréquence cardiaque, fréquence respiratoire) réalisé sur seize animaux complète ce travail. Les valeurs moyennes obtenues ont été de 38,2 +/- 0,6 °C, 71 +/- 20 battements cardiaques par minute et de 42 +/- 16 mouvements respiratoires par minute. Les affections principalement rencontrées en France concernent le parasitisme et la mortalité subite, notamment par entérotoxémie. L'élevage du renne en France semble reposer sur la gestion de la conduite d'élevage, de l'alimentation et du parasitisme afin de limiter les sources de stress. L'encadrement de la reproduction est encore assez limité ; mais il pourrait se développer si la production de viande, qui n'est pas effective actuellement, était amenée à croître.

Mots clés

**CONDUITE D'ELEVAGE / ALIMENTATION / REPRODUCTION / PATHOLOGIE /
PARAMETRE PHYSIOLOGIQUE / CERVIDÉ / RENNE / RANGIFER TARANDUS /
FRANCE**

Jury :

Président : Pr.

Directeur : Pr. Yves Millemann

Assesseur : Pr. Andrew Ponter

REINDEER (*RANGIFER TARANDUS*) IN FRANCE: CONDITIONS OF HUSBANDRY AND PHYSIOLOGICAL PARAMETERS

SURNAME: COUDRAY

Given names: Delphine, Lucienne, Yvonne, Marie

Summary

The reindeer, or caribou (*Rangifer tarandus*), is widespread on the continents of the northern hemisphere, and is suited to life in taiga and tundra regions. Its introduction in more temperate regions is quite recent, particularly in France where reindeers are used for tourism activities in different places. After summarizing the characteristics of this species and its husbandry in endemic areas, this work presents a descriptive study on the conditions of reindeer husbandry in France: number of animals, stock raising, feeding, reproduction management and main diseases. In order to perform this study, data were collected in twelve places which farm or have farmed reindeer in France, and visits were conducted in six out of these places. To complete this work, physiological parameters (temperature, heart rate, respiratory rate) were collected on sixteen animals. The average values were 38.2 +/- 0.6 °C, 71 +/- 20 heart beats per minute and 42 +/- 16 respiratory movements per minute. The main diseases that occur in France are related to parasitism and sudden death, especially associated with enterotoxemia. Farming reindeer in France appears to rely heavily on the management of the stock raising, feeding and parasitism in order to minimize sources of stress. The control of reproduction is relatively limited, but could increase if meat production, which is currently low, was brought to grow.

Keywords

**HUSBANDRY / FEEDING / REPRODUCTION / PATHOLOGY / PHYSIOLOGICAL
PARAMETER / DEER / REINDEER / RANGIFER TARANDUS / FRANCE**

Jury:

President: Pr.

Director: Pr Yves Millemann

Assessor: Pr Andrew Ponter