



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/Eprints> ID : 9608

To cite this version :

Charrouin, Maxime. *Etudes anatomique et échographique du nerf fémoral du chien et du chat sains en vue d'application en anesthésie loco-régionale*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2013, 52 p.

Any correspondance concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@inp-toulouse.fr.

ANNEE 2013 THESE : 2013 – TOU 3 – 4048

ETUDES ANATOMIQUE ET ÉCHOGRAPHIQUE DU NERF FÉMORAL DU CHIEN ET DU CHAT SAINS EN VUE D'APPLICATION EN ANESTHÉSIE LOCO- RÉGIONALE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

par

CHARROUIN Maxime
Né, le 28 avril 1987 à BEZIERS (34)

Directeur de thèse : M. Giovanni MOGICATO

JURY

PRESIDENT :
Mme Isabelle BERRY

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Giovanni MOGICATO
M. Jean SAUTET

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :
Mme Géraldine JOURDAN

Docteur vétérinaire à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de la Pêche
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : M. A. MILON

Directeurs honoraires M. G. VAN HAVERBEKE.
M. P. DESNOYERS

Professeurs honoraires :

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	M. DORCHIES (émérite)
M. C. PAVAU	M. EECKHOUTTE	M. BRAUN (émérite)
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	M. TOUTAIN (émérite)
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

**PROFESSEURS CLASSE
EXCEPTIONNELLE**

M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les Industries agro-alimentaires*
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **MARTINEAU Guy**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**PROFESSEURS 1°
CLASSE**

- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 2°
CLASSE**

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*
- M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

**PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT
AGRICOLE**

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
- Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*

Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)
--

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
M. **CUEVAS RAMOS Gabriel**, *Chirurgie Equine*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
Mlle **FERRAN Aude**, *Physiologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mlle **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
Mme **PRADIER Sophie**, *Médecine interne des équidés*
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie (disponibilité à cpt du 01/09/10)*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAITRES DE CONFERENCES et AGENTS CONTRACTUELS

- M. **BOURRET Vincent**, *Microbiologie et infectiologie*
Mme **FERNANDEZ Laura**, *Pathologie de la reproduction*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mlle **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie*
Mlle **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
Mlle **PASTOR Mélanie**, *Médecine Interne*
M. **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **WARET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

REMERCIEMENTS

À Madame le Professeur Isabelle BERRY,

Professeur des universités

Praticien hospitalier

Biophysique, Imagerie médicale

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de thèse.

Hommages respectueux.

À Monsieur le Docteur Giovanni MOGICATO,

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie, Imagerie médicale

Qui a initié cette étude et nous a guidé dans la réalisation de cette thèse.

Qu'il trouve ici toute l'expression de notre reconnaissance.

À Monsieur le Professeur Jean SAUTET,

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie

Qui a bien voulu nous aider dans la réalisation de cette étude, et qui nous fait l'honneur de prendre part à ce jury de thèse.

Sincères remerciements.

À Mademoiselle le Docteur Géraldine JOURDAN,

Anesthésie, Réanimation

Qui a participé aux recherches tout au long du projet, et qui nous fait l'honneur d'accepter l'invitation à prendre part au jury

Avec toute notre gratitude

Remerciements

A mes parents, qui m'ont toujours accompagné et qui m'ont toujours soutenu. Je serais toujours fier d'être votre fils.

Maman, si parfois je m'énerve vite c'est juste parce que je ne te dis pas assez que je t'aime.

Papa, tu auras toujours été mon modèle, si je suis là aujourd'hui c'est grâce à toi.

A mes grands parents, qui ont partagé avec moi leur courage, j'espère que vous pourrez voir un jour mes enfants.

Avô, tu m'auras appris tant de chose, le respect des aînés et la volonté de toujours avancer, grâce à toi je n'ai jamais douté et je savais que je pouvais réussir, merci.

Avó, merci pour ton sourire et ta force de caractère. Si parfois je n'ai pas été très gentil avec toi, sache que je t'aime.

A ma sœur, laurette tu es ma petite sœur, je serais toujours là pour te protéger. N'hésite jamais ma soeurette.

A tous mes oncles et tantes, **Elie, Alice, Yvan, Manuel**, et tout particulièrement à **Patrick, Tina, Agnès et Paul** qui m'ont accueilli de nombreuses fois chez eux et qui m'ont permis de devenir ce que je suis aujourd'hui.

A tous mes cousins et cousines, on était tous une sacrée bande.

Sandrine, Thierry, Nicolas, Sandrine, Erol, Johanna, Angélique, Arthur, Prissilla, malgré la distance nous avons réussi à partager beaucoup, merci à vous.

Sebastien, Audrey et leurs enfants, vous avez une famille formidable qui va encore s'agrandir, je vous souhaite plein de réussites vous le méritez.

Vaness, Katia, Mika, merci pour cette jeunesse riche en émotions. J'espère que nous en aurons encore beaucoup d'autres.

Angélique, Yannick, et leurs filles, merci de m'avoir permis de passer un peu de temps au coté d'Elsa. Dès que j'allais moins bien je regardais son sourire et tout allé mieux.

Caroline, Johan et leur fils Jules, j'essaierais de réussir une aussi belle famille que la votre mais vous avez mis la barre haute.

Emilie, je te souhaite d'être heureuse dans tous les choix que tu fais. C'est parfois compliqué mais je sais que tu feras toujours les bons.

Et tout particulièrement à **Johanne, Mathieu et leurs enfants**, merci à vous de m'avoir toujours accompagné. Johanne tu as toujours été là pour moi et tu m'as toujours donné de bons conseils. Je suis triste que vous partiez si loin, je ne veux pas voir filer mon petit cousin...

A Manon, la femme de ma vie, aujourd'hui je ne serais rien sans toi. Tu m'apaises quand je suis stressé. Je suis triste loin de toi et tellement heureux dans tes bras.

Tu seras la plus belle des femmes et la plus belle des mamans... je t'aime

A Christian, Dominique, Marine et Margaux, vous m'avez accueilli dans votre famille les bras ouverts et je ne vous en remercierai jamais assez. Sachez que je ferais toujours tout pour rendre Manon heureuse.

A Jeanine, tu auras pris soin de mon grand père et ceci jusqu'au dernier moment. Sache que je m'inspire tous les jours de ton courage, merci pour tout.

A tous mes amis de lycée,

Paco, tu seras toujours mon meilleur ami, même si Paris est loin, sache que tu seras toujours chez toi chez moi.

Guillaume et Marie, avec tout ce que vous avez traversé, vous avez toujours le sourire et je vous admire pour ça. Sachez que là où il est, il doit être fier de vous.

Clem, un jour Apple n'existera plus et je ne sais pas comment tu t'en sortiras ☺. Le seul regret que j'ai avec toi c'est que tu étais un peu trop avec les scouts et pas assez avec nous. Mais tu resteras toujours à mes côtés et je t'en remercie.

Louise et Rémi, loulou tu es quelqu'un sur qui on peut toujours compter. J'espère que je te rendrais un jour tout ce que tu m'as donné.

Virginie et Marc, j'espère que l'on verra vite un petit bout maintenant que le plus beau couple du monde a officialisé tout ça ☺.

Hubert, même si on ne fait pas parti du même monde, tu restes quelqu'un de simple. Un jour je te montrerais les vaches et je suis sûr que tu aimeras.

Débo, garde ta bonne humeur perpétuelle, je suis sûr que cette énergie te permettra d'être un très bon avocat.

A tous mes amis de prépa

Marine ou martine, merci pour ton sourire et cette année 5/2 mémorable, le carnaval, les étés chez toi, au fait que tu sois une mauvaise perdante, merci de m'avoir accueilli le jour de noel, j'espère qu'un jour on aura l'occasion de travailler ensemble

Paul, pour l'année de 5/2 et pour les parties de pêche chez toi. Ces résultats de concours je m'en souviendrais toute ma vie, mont de marsan aussi d'ailleurs...

Gaelle, merci pour tes soirées « un peu » arrosées, j'espère que tout se passe bien maintenant pour toi.

Chantal, à ta barbe et à ma chatte sous le menton, à ta discrétion et au fait que tu roules à 50 sur les nationales.

Cucu, à la fois où je me suis levé à 2h du mat pour te ramener chez toi, aux moments passé à jouer au foot à fermet, à tous les délires qu'on se sera tapé, merci mon cucu.

Dargo et Manu, à ces idiots de corréziens, on aura manqué de se faire lyncher pour pas grand chose, à la jetta.

Lucas, à ton côté littéraire, aux cailloux et au fait que tu saches marcher sur l'eau et voler comme superman

Z, à tous les petits enfants de la terre qui ne te connaissent pas encore

A tous mes amis de l'école

Mes colocs : merci pour toutes ces années à vos côtés, de m'avoir foutu des branlées à fifa ☺ et désolé pour mon manque de discrétion le matin très souvent...

Arnold, même si je m'énerve pour la taille d'un moineau et que je ne fais que gueuler sur un terrain de rugby j'espère que je ne t'ai pas trop cassé les oreilles. N'oublie jamais tes racines, le zouk, la plage, la fumette et le rhum ☺.

Ju', on aura vraiment passé du bon temps ensemble, à marseille, en nouvelle zélande. Merci pour ces bons éclats de rire. Sache que tu es quelqu'un d'extraordinaire ju' ne te sous-estime jamais. Et **lucie** je sais que tu combles de bonheur julien et pour ça je t'en remercie. Et surtout à ton chien chaud de la kékette dès ces premiers jours comme son papa

Clem, à ta cuisson des pâtes magique (5L d'eau pour 3 personnes), à ta capacité à t'énerver pour fifa, à tes jongleries de quand tu es saoul et surtout à tous ces apéros de poulot à gueuler TOURRRRNEFEUILLE dans le bâtiment A.

Lili, à tes tableaux qui parfois je te l'avoue me faisaient un peu peur, à ta joie de vivre et surtout à tes gâteaux briques de femme pressée... Merci de rendre Arnold heureux tous les jours.

Gus, Gus, au 4L trophy et pour tous ces bons moments passés ensemble et pour toutes les fois où tu as essayé de me convaincre que les bourains c'était pas si terrible. Je sais que tu me sauveras encore souvent la vie quand je serais en face d'un canaçon.

A ces fiotes de la stabu : *merci pour tous ces bons moments, et notamment ces soirées matchs en ville le dimanche soir*

Hugues, à toutes les fois où tu m'as fait remarqué que j'en faisais trop, à tous ces rapports corrigés trouze fois, à toutes ces fois où tu nous as sauvé au VRC, à tous ces kilomètres passé ensemble, notamment pour cette finale (t'inquiètes pas montpellier l'aura le bouclier un jour), et au TC. Tu es un vrai ami pour moi j'espère qu'on ne se perdra jamais de vu.

Romain, à ta capacité à dire merde à l'autre après 36 verres, au fait qu'on puisse toujours compter sur toi, à tous ces passements de jambes inutiles au foot, au nombre de fois où on s'est serré dans les bras après s'être engueulé sur le terrain, aux aller-retour toulouse beauvais.

Martin, au 4L trophy et ces heures infini que l'on a pu passer avec cette 4L, les mains gelées dans la grange de lédénac. Je suis fier et heureux d'avoir pu faire ça à tes cotés. A la nouvelle zélande, je suis sûr que tu en ais revenu changé. Sache que je serais toujours là pour toi martin.

Max, à ma voisine et à ta capacité à cacher ta calvitie

Loic, aux lumières du stade et au fait que tu planes toujours à 8000

Olive, à toutes les biloutes de la terre, quoi ? A toutes les fois où on a été solidaire devant les coups de gueule qu'on s'est pris cette année. J'ai rencontré quelqu'un de remarquable.

La blatte, à fumel, à la nouvelle zélande avec ces 8000 km à écouter l'hymne, à ces 5 jours de randonnées sans s'arrêter. Tu sais j'ai rien à cacher moi, donc sache que tu es un très grand ami pour moi. **Julie**, prends en soin c'est un homme extraordinaire que tu as à tes cotés.

Jeff, pouolalaaaaa, pour toutes ces soirées accoudé sur le bar, à ton nez, grâce à moi tu ressemble un peu à shreck maintenant, à ta bonne humeur et à tes cheveux. J'espère que tu viendras vite ta place est déjà réservée à Chabonais. **Momo**, à ton accueil dans les alpes et à ton amour pour la montagne, ne perd jamais cette gentillesse que tu as envers tout le monde.

A toute ma promo, **Anabelle**, pour tous ces apéros shooter, **Alexia**, pour tous tes sous-marins, **la coloc du bloc**, **Amandine**, **Léa**, **Diane**, **Virginie**, pour votre amour du ballon rond,

Victoria, mortcouiiiiillleee, **Julie** pour tous ces moments de cliniques et de fou rire et tous les autres

Au gros **Morau**, parce qu'on partage le même ventre et surtout la même passion. Gueule un peu moins sur ceux qui ne savent pas jouer et tout ira bien ☺.

A mes docs, **Pauline, Romain, Lulu, Matthieu, Laure, Angélique, Vincent, Claire, Thomas**, merci pour ce super W.E. Et aux autres, **Fraselle, Gueydon, Mr Pinard, Bep, Pinpin, la pince, Manon, Elise, Zezette**, et tout particulièrement à

Mumu pour cette année de déconne en bovine, je ne te souhaite que du bonheur avec la petite **Sophie**.

Fixou, pour tes doigts en l'air et le nombre incalculable de bisous que tu fais quand tu es saoul. Et surtout pour toutes tes blagues merci.

A mes poulots, **Griff, Gaby, Beoch, Marion, Fanny, Floutre, Patard**, vous avez été indécents. J'espère que vous m'invitez l'année prochaine.

Au VRC, les jeunes, **Perrin, Combes, Bassine, Louis, Bastien**, préparez vous à souffrir l'an prochain, au moins jeune, **Simon, bastaraud, dugland, darty, malek, mézard** continuez à faire vivre le VRC.

A ma famille de Paris, **Romain, Julie, Pierre-Clément et Patricia**, vous êtes des gens formidables, je ne vous souhaite que du bonheur. Patricia tu resteras toujours un peu ma deuxième maman.

A tous les vétérinaires qui m'ont aidé, si aujourd'hui je suis capable de soigner des animaux c'est surtout grâce à vous,

Dr. Thévenet, merci pour m'avoir appris tout sur la relation avec les clients et de m'avoir laissé faire mes premiers pas dans le monde vétérinaire

Dr. Beauvils, qui m'aura permis de continuer le travail entrepris par le Dr. Thévenet

Dr. Yves Marambat et Jeanne, pour tous ces moments passés ensemble à bien rigoler, à embêter maman, à recevoir des leçons de vèlage, à faire du vélo et à recevoir tous les babos de Massat. Yves tu m'auras appris l'humilité. C'est un trésor pour moi aujourd'hui.

Dr. Besson, merci de m'avoir accueillie à Nexon aussi chaleureusement.

Dr. Nicolas Debailleul, tu m'auras permis de me lancer dans le monde vétérinaire en me faisant une confiance aveugle. Grâce à toi j'ai fais des progrès incroyables. Bon je pourrais comprendre que tu te serais bien passé des vèlages chez les berdou...

A Fayçal, j'espère que tu seras heureux en Creuse, même si je sais déjà que tu vas nous manquer.

Et tout particulièrement,

Dr. Thierry Dartevelle, et Véronique sa femme, pour m'avoir accueilli chez eux et m'avoir appris à faire des césariennes, et ceci même à 4h du mat, à la pompe au gratton.

Dr. JP Celle, à toutes tes voitures et ta(es) femme(s). Tu m'as tout appris et tu m'apprends encore aujourd'hui. Je suis heureux d'être à tes cotés et j'espère que je ne te décevrais jamais.

Dr. Matthieu Crémoux, le vétérinaire le plus brillant et le plus humble qui m'est été donné de rencontrer. Tu es toujours là pour moi et je t'en remercie. Il faut maintenant que tu penses un peu plus à toi qu'aux autres, tu mérites un grand bonheur et je sais que tu vas le trouver un jour.

Un grand merci à

Cathy, qui a pris de son temps pour nous permettre de réaliser toutes les échographies.

Géraldine, qui m'a donné de son temps sans compter, j'espère que le petit va bien pousser et qu'il t'apportera plein de bonheur

Gio, que dire...merci pour tout, la bulgarie, le monitorat, la thèse. L'école grâce à toi est passée beaucoup plus vite. Garde toujours la même philosophie de vie, tu es un homme extraordinaire.

A tout ceux partis trop tôt,

Jérôme, tu as laissé un grand vide, mais tu peux être fier de ton fils c'est un bel homme maintenant. Je sais que là haut tu le protèges, merci.

A mon grand père, je n'ai peut être pas été assez là pour toi, j'espère que tu me le pardonneras. Pense à moi là où tu es, moi je ne t'oublierai pas, je t'aime.

A mamie et mémé, je sais que de là haut vous ne me quittez pas des yeux. Je sens chaque jour votre amour, c'est ce qui fait ma force.

Table des matières

Remerciements	5
Table des matières	11
Table des illustrations	13
Introduction	15
I- Etude bibliographique	17
I-1 Description anatomique du nerf fémoral	17
I-1-1 Innervation motrice	18
I-1-2 Innervation sensitive	19
I-2 La notion d'analgésie	22
I-2-1 Les grands principes de l'analgésie	22
I-2-2 Présentation des anesthésies loco-régionales	25
I-2-3 Comparaison de deux techniques : l'épidurale et l'anesthésie locale du nerf	25
I-2-4 L'évolution historique	26
I-2-4-1 Une mise en place récente	26
I-2-4-2 Localisation des nerfs par électrostimulation	26
I-2-4-3 Localisation du/des nerf(s) par échographie	27
II- Etude anatomique et échographique du nerf fémoral chez le chien et le chat	30
II-1 Matériel et méthode	30
II-1-1 Animaux	30
II-1-2 Chronologie	31
II-1-2-1 Phase 1 : étude <i>in vivo</i> du nerf par échographie	31
II-1-2-2 Phase 2 : étude anatomique	34
II-1-2-2-1 Dissection du nerf fémoral	34
II-1-2-2-2 Etude anatomique des coupes transversales	34
II-1-3 Analyses statistiques	35
II-1-3-1 Comparaison entre les deux méthodes de mesures	35
II-1-3-2 Comparaison des mesures entre le chien et le chat	35

II-1-4 Les produits utilisés	35
II-2 Résultats	36
II-2-1 Etude anatomique	36
II-2-2 Diamètre du nerf fémoral et distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe	39
III- Discussion	41
IV- Perspectives	45
IV-1. Une étude in vivo envisageable	45
IV-2. Une anesthésie complémentaire en vue de la chirurgie des ligaments croisés ..	46
Conclusion	49
Bibliographie	51

Table des illustrations

Liste des figures

Figure 1 : Plexus lombosacré du chien	17
Figure 2 : Neurologie du membre pelvien du chien	18
Figure 3 : Territoires cutanés du nerf saphène	19
Figure 4 : Innervation face médiale de l'articulation du grasset	20
Figure 5 : Innervation face latérale de l'articulation du grasset	21
Figure 6 : Agencement et gaine de tissus conjonctif d'un nerf spinal	23
Figure 7 : Liaison lidocaïne, protéine D	24
Figure 8 : Action de la lidocaïne sur la transmission du message nerveux	24
Figure 9 : Aspect échographique triangulaire de la gaine du nerf fémoral	29
Figure 10 : Position du chien et de la sonde lors des échographies du nerf fémoral	32
Figure 11 : Aspect échographique de la coupe supra-inguinale chez le chat	33
Figure 12 : Aspect échographique de la coupe supra-inguinale chez le chien	33
Figure 13 : Dissection du nerf fémoral du chat	36
Figure 14 : Dissection du nerf fémoral du chien	36
Figure 15 : Cryosection (chat)	37
Figure 16 : Cryosection (chien)	37
Figure 17 : Coupe transversale du muscle ilipsoas chez le chat	38
Figure 18 : Coupe transversale du muscle iliopsoas chez le chien	38

Liste des tableaux

Tableau 1 : Moyenne +/- écart type des mesures de diamètre du nerf fémoral (mm) obtenu à partir des images échographiques et de l'étude anatomique sur cadavre	39
Tableau 2 : Distance entre le nerf fémoral au sein du muscle ilio-psoas et l'artère iliaque externe obtenu à partir des images échographiques et des coupes transversales après congélation	40

INTRODUCTION

L'utilisation des blocs de nerfs est, de nos jours, très fréquente chez l'homme et ceci quelque soit le nerf. Cette méthode permet d'éviter d'avoir recourt aux anesthésies générales et toutes les contraintes qu'elles comportent. Ces techniques permettent de coupler deux actions : une myorelaxation parfaite et une perte totale de la sensibilité cutanée.

Beaucoup de chercheurs ont donc essayé d'appliquer ces méthodes au chien ou au chat. Les premières études ont porté sur les nerfs du plexus brachial. Elles étaient composées de deux étapes principales : connaître l'anatomie des nerfs et trouver une méthode in vivo qui permette d'identifier ces nerfs afin d'aller les infiltrer. Pour la première étape, des dissections du membre antérieur ont été réalisées. Pour la seconde, deux méthodes ont été utilisées : l'échographie et l'électrostimulation.

Une des lésions les plus importante chez le chien est la rupture du ligament croisé crânial. Seule la chirurgie permet de réparer de telles lésion. Or cette chirurgie demande une myorelaxation parfaite des muscles du membre pelvien. Il semble donc judicieux de s'intéresser aux nerfs qui innervent l'articulation du grasset, et plus précisément le nerf fémoral.

Des études récentes ont tenté de trouver des repères anatomiques fiables afin d'identifier le nerf fémoral. Elles ont principalement utilisé des repères anatomiques externe comme la mamelle inguinale [4]. Cependant l'utilisation de la mamelle inguinale comme repère anatomique peut être controversée étant donné que la position de cette mamelle est très variable que ce soit chez le chien ou le chat [5].

Ce travail de thèse a donc pour but de trouver un repère anatomique plus fiable afin de mieux identifier le nerf fémoral et ainsi pouvoir l'infiltrer plus efficacement en utilisant la méthode d'écho-guidage. Notre étude expérimentale s'est donc divisée en deux phases : la

première consistant à échographier le nerf fémoral et les structures avoisinantes chez le chien et le chat, la deuxième consistant à décrire anatomiquement cette zone échographiée après euthanasie des animaux.

Avant de décrire le matériel et méthodes, les résultats et la discussion de cette étude, il semblait judicieux de reprendre dans une première partie l'état des lieux des connaissances sur l'anatomie du nerf fémoral et sur l'anesthésie loco-régionale.

I- Etude bibliographique

I-1 Description anatomique du nerf fémoral

Le nerf fémoral innerve le membre pelvien, l'abdomen caudal et latéral, ainsi que les muscles de la région lombaire qui sont localisés en partie ventrale de la colonne vertébrale.

L'origine de ce nerf est le plexus lombosacré, et plus précisément les vertèbres L5-L6. Ces racines se rejoignent au sein du muscle iliopsoas (figure 1). [2]

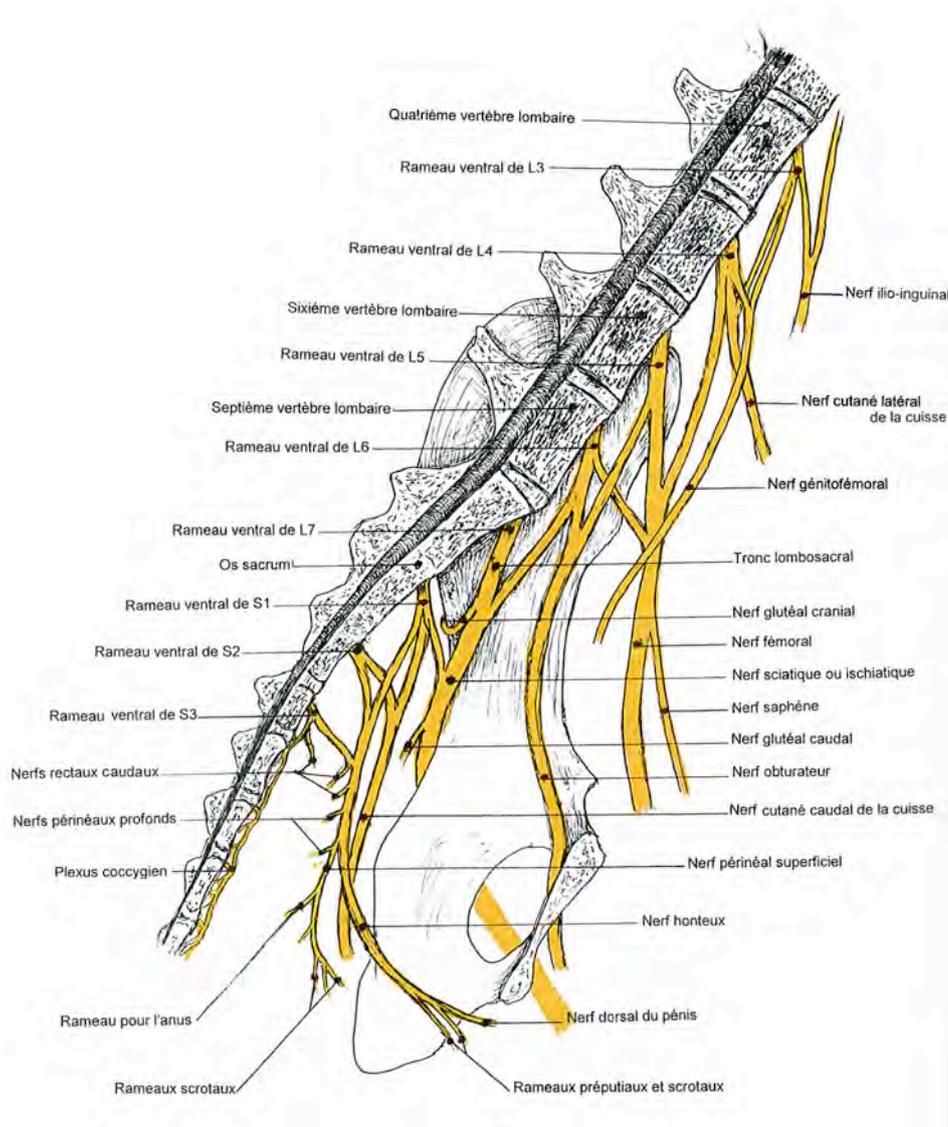


Figure 1 : Plexus lombosacré du chien [2]

I-1-1 Innervation motrice

Le nerf fémoral suit le plus grand axe du muscle ilio-psoas et ressort en partie latérale de celui-ci (figure 2). Le nerf traverse ensuite la lacune musculaire, où l'arcade ilio-pectinée le sépare de l'artère et de la veine iliaques externes [6].

Après avoir rejoint l'artère fémorale, le nerf se divise en une multitude de faisceaux, adjacents à l'artère circonflexe latérale de la cuisse et plongent avec elle entre les muscles vaste médial et droit de la cuisse. Ensuite la plupart des faisceaux passent sous le droit de la cuisse pour atteindre le quadriceps fémoral.

Le nerf fémoral innerve également les muscles tenseur du fascia lata, sartorius et pectiné.

Le nerf fémoral se prolonge ensuite par un nerf plus fin, le nerf saphène, qui lui est majoritairement sensitif

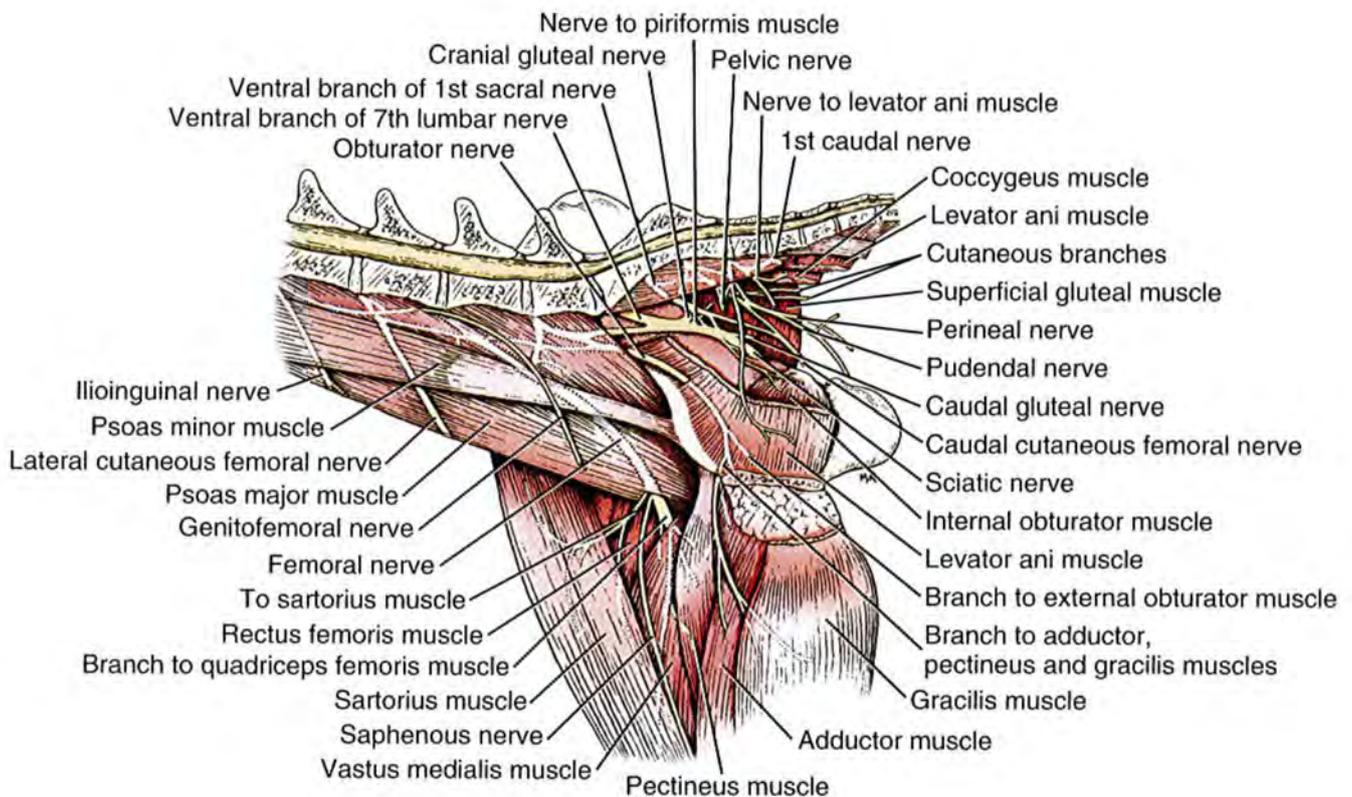


Figure 2. Neurologie du membre pelvien du chien [6]

Le nerf fémoral est donc responsable de l'extension du membre pelvien et interagît de manière étroite avec l'articulation du grasset.

I-1-2 Innervation sensitive

Le seul rameau cutané est le nerf saphène. Après avoir distribué deux rameaux moteurs au muscle sartorius, il devient uniquement sensitif. Il longe l'artère fémorale et s'engage avec elle dans le canal fémoral.

A mi-hauteur de la cuisse, il s'insinue, en compagnie de l'artère saphène, entre les muscles sartorius et gracile. Il passe le fascia fémoral et devient sous-cutané. Il rejoint ensuite la veine saphène interne et longe la face médiale de l'articulation du grasset.

Tout le long de son cheminement, le nerf saphène émet des rameaux sensitifs, innervant la face médiale de la cuisse (figure 3) [6]. Le nerf fibulaire commun innerve lui la partie crâniale du membre pelvien située en dessous de l'articulation du grasset et le nerf tibial innerve, lui, la partie caudale du membre à partir de la moitié du membre pelvien.

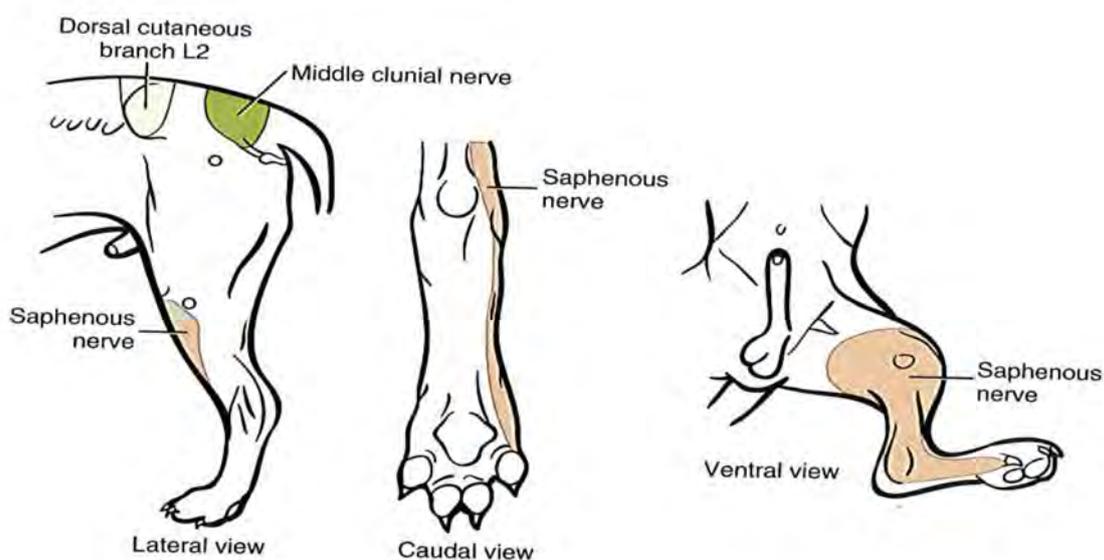


Figure 3. Territoires cutanés du nerf saphène [6]

A sa terminaison, il émet la plupart des fibres qui participent à l'innervation de l'articulation du genou, formant le plexus patellaire, en association avec les fibres sensibles issues du nerf cutané latéral de la cuisse.

Le nerf saphène et le nerf cutané latéral forment donc le nerf artulaire médial (figure 4) [3]. Ce nerf envoie un grand nombre de rameaux à l'ensemble de l'articulation du grasset, il innerve notamment le ligament collatéral médial du genou et les ligaments croisés caudal et crânial.

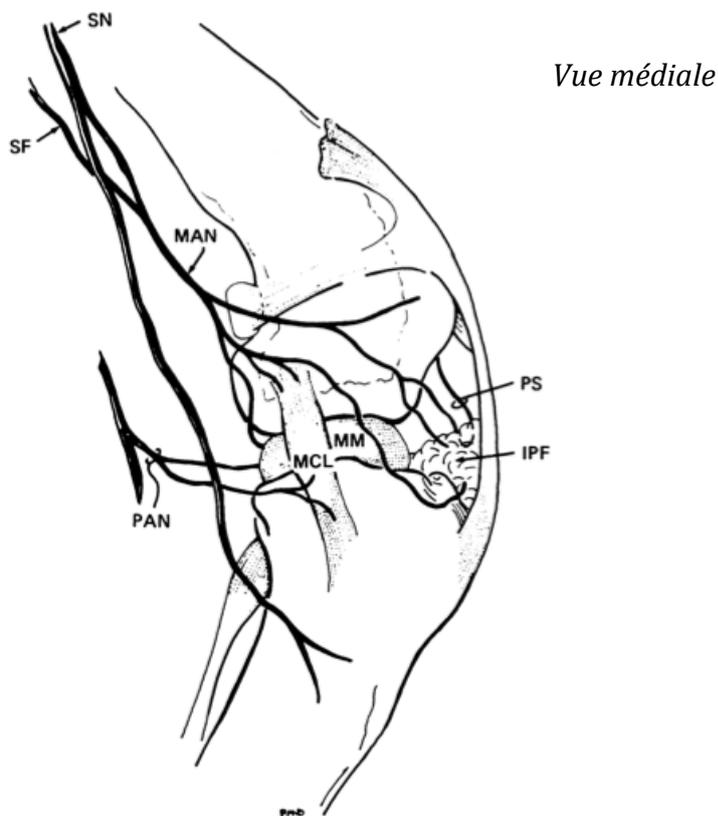


Figure 4 : innervation face médiale de l'articulation du grasset [3]

SN : nerf saphène, SF : nerf cutané latéral, MAN : nerf artulaire médial, MCL : ligament collatéral médial

Ce nerf artriculaire médial innerve la quasi totalité des composants de l'articulation. En effet si l'on s'intéresse à la face latérale (figure 5), on s'aperçoit que le nerf artriculaire latéral innerve seulement la partie postérieure latérale de l'articulation ainsi que le ligament collatéral latéral.

Vue latérale

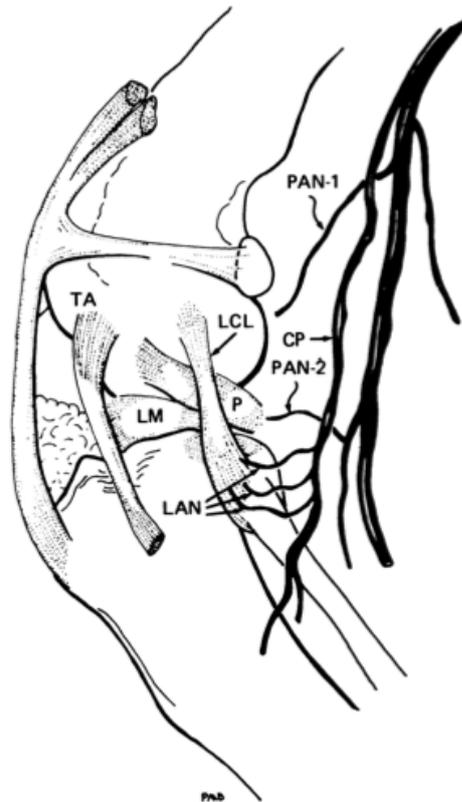


Figure 5 : innervation face latérale de l'articulation du grasset [3]

LAN : nerf artriculaire latéral, LCL : ligament collatéral latéral

I-2 La notion d'analgésie

I-2-1 Les grands principes de l'analgésie

La notion d'analgésie correspond à une inhibition de la douleur ressentie par l'animal. En effet, chaque cellule possède un métabolisme propre. Le « carburant » de ce métabolisme n'est autre que l'oxygène. Lors d'anesthésie il faut donc garantir un apport maximal d'oxygène aux cellules.

Toute douleur entraîne une consommation importante d'oxygène, de part la tachycardie, la tachypnée et l'activité musculaire engendrée par ce phénomène.

Afin d'éviter ces phénomènes, une analgésie la plus optimale doit être mise en place. Pour se faire trois grands principes gouvernent cette notion : l'analgésie préventive, l'analgésie adaptée à la douleur et l'analgésie multimodale.

L'analgésie préventive consiste à l'utilisation d'antidouleur par voie systémique avant de commencer toute chirurgie. Il est nécessaire de le réaliser quelques minutes avant une opération puisque les molécules utilisées mettent un certain temps pour être efficace. Les produits utilisés sont principalement les morphiniques (Butorphanol, Buprénorphine, Méthadone), ces produits se lient sur les récepteurs à la douleur, les récepteurs κ , et permettent de diminuer la transmission du message nerveux de la douleur. Mais d'autres molécules entrent en jeu, comme les α_2 -agonistes, qui jouent leur rôle de sédation en se liant aux récepteurs adrénergiques.

Cette analgésie doit donc être adaptée en durée et en intensité. En effet chaque produit présenté précédemment possède une force d'analgésie qui lui est propre et une durée d'action qui lui est propre.

Les α_2 -agonistes seront ainsi moins puissants que la buprénorphine qui elle-même sera moins puissante que la morphine. Une notion de pallier d'analgésie a donc été mise en place. Les α_2 -agonistes sont de pallier 1 alors que la morphine est de pallier 3.

Le temps d'action est également différent, la morphine a une durée d'action de 4 heures alors que la buprénorphine aura une action de 24h.

La notion de douleur est traduite par le cerveau mais prend essence aux extrémités des nerfs. L'analgésie locale ou loco-régionale consiste donc à tenter « d'éteindre » cette douleur et ceci sur tout le trajet du message nerveux de douleur. L'action consiste donc à l'utilisation d'anesthésique locaux, tel que la lidocaïne, et ceci à l'extrémité du nerf, ce sont ce que l'on appelle les anesthésies locales, mais également dans la moelle, par la réalisation d'épidurale ou encore sur le trajet du nerf et plus précisément aux niveau des fibres ascendantes sensibles.

Le terme d'anesthésie loco-régionale regroupe l'ensemble de ces trois techniques.

Le mécanisme d'action de telles anesthésie consiste à une liaison de l'anesthésique local avec les protéines de la membrane du nerf après avoir traversé épinevre et endonerve pour aller au plus près de l'axone, le tissu conducteur du message nerveux (figure 6).

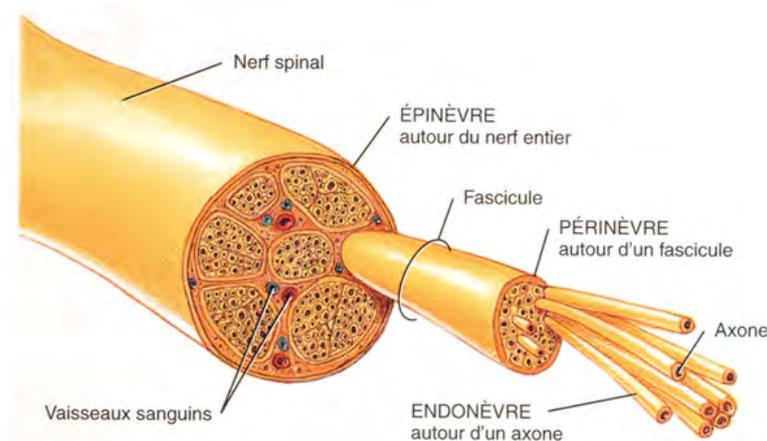


Figure 6. Agencement et gaine de tissu conjonctif d'un nerf spinal [7]

En ce qui concerne la lidocaïne, cette protéine est la protéine D. De par sa conformation spatiale, elle se lie de façon étroite avec la protéine réceptrice (figure 7), et bloque l'onde de dépolarisation. Le message nerveux se propage par la transmission de

proche en proche d'une modification du potentiel de membrane. Pour se faire, des mouvements transmembranaires d'ions se produisent, notamment les ions sodium et potassium. Les anesthésiques en se liant aux protéines de membrane, empêchent le mouvement des ions au sein de la membrane et bloquent donc la transmission du message nerveux (figure 8)

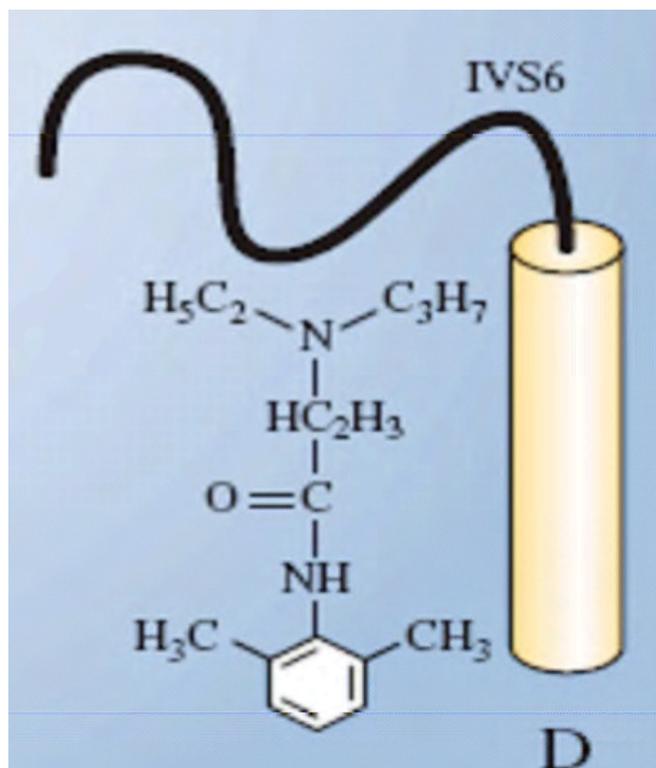


Figure 7. Liaison lidocaïne, protéine D [1]

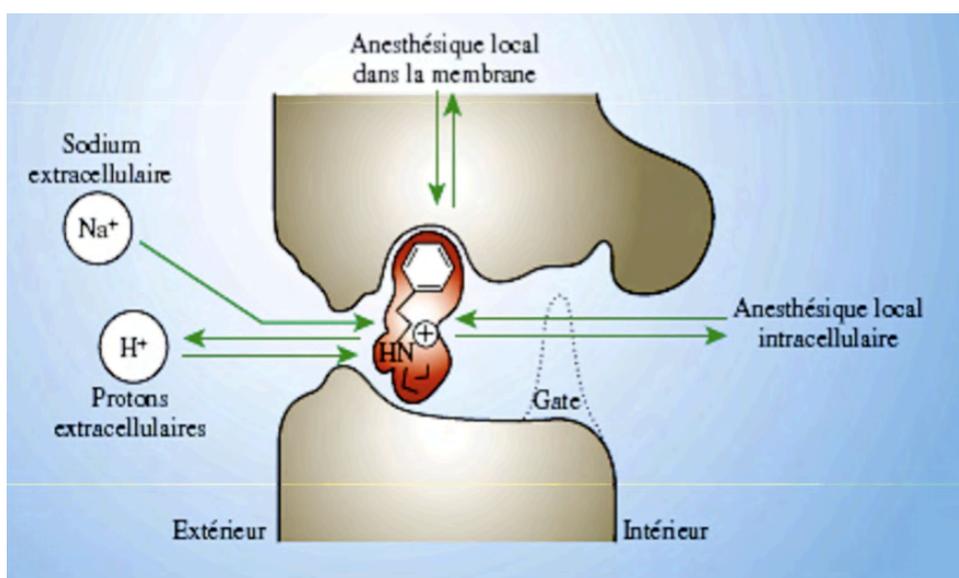


Figure 8. Action de la lidocaïne sur la transmission du message nerveux [1]

La notion d'analgésie multimodale consiste donc à coupler l'ensemble de ces méthodes. En effet l'utilisation d'analgésiques centraux et d'analgésiques locaux permet une analgésie idéale de l'animal.

I-2-2 Présentation des anesthésies loco-régionales

Une anesthésie loco-régionale simultanée des nerfs fémoral et sciatique est couramment utilisée en médecine humaine, limitant le recours à l'anesthésie générale, augmentant la durée d'analgésie et augmentant le confort du patient après une intervention chirurgicale sur le membre inférieur [8].

En inhibant les fibres afférentes sensibles et la remontée des influx nociceptifs, les techniques d'anesthésie loco-régionale permettent de limiter l'usage d'opioïdes par voie systémique, diminuant de ce fait les effets secondaires de ces médicaments [9], notamment les vomissements entraînant un risque de fausse déglutition et les phénomènes d'hyperalgésie.

L'utilisation d'une telle technique permet également de diminuer la douleur post-opératoire du patient [10] et de garantir une réhabilitation post-chirurgicale beaucoup plus rapide.

I-2-3 Comparaison de deux techniques : l'épidurale et l'anesthésie locale du nerf.

L'épidurale comporte de nombreux problèmes comme un risque d'hypotension par vasoplégie, une action inhibitrice de la contraction vésicale entraînant des phénomènes de rétention urinaire et également des vomissements [11].

Au contraire de l'épidurale, le bloc de nerf permet de n'anesthésier qu'un seul membre postérieur de l'animal. En post-opératoire l'animal reste ambulateur ou moins « grabatérisé », avantage non négligeable notamment sur les chiens de poids supérieur à 45-50 kg.

Or ce sont ces animaux qui présentent le plus de lésions de l'articulation du grasset tel que la rupture du ligament croisé crânial ou une instabilité de cette zone.

I-2-4 L'évolution historique

I-2-4-1 Une mise en place récente

Les blocs de nerf n'ont été que rarement réalisés chez le chien, l'épidurale étant considérée comme plus pratique. Aujourd'hui de récentes études montrent un intérêt grandissant pour ces techniques. De nombreuses approches se développent notamment pour le nerf axillaire et le nerf sciatique [12]. Ces techniques ont pu se développer grâce à la progression des moyens de détection des nerfs comme l'électrostimulation ou plus récemment l'échographie. Chez le chat par exemple, deux études récentes décrivent une technique d'anesthésie des nerfs fémoral et sciatique écho-guidée. [13] [14].

I-2-4-2 Localisation des nerfs par électrostimulation

La technique à l'aveugle, utilisant des repères anatomiques externes associée à l'électrostimulation, n'est que peu décrite chez le chien [15-17]. Ces études décrivent la technique par une approche inguinale du nerf fémoral. Cette électrostimulation repose sur la comparaison entre la stimulation du nerf et la réponse du muscle quadriceps lorsque le nerf est soumis à une intensité décroissante.

Afin de localiser précisément le nerf, la technique se découpe en trois phases [18] :

- la phase de recherche : une aiguille isolée est implantée au niveau de la zone où est supposé se trouver le nerf, à travers laquelle un courant électrique d'intensité importante est envoyé (de l'ordre de 2 mA).
- après obtention d'une réponse motrice, s'en suit la phase d'approche : l'intensité est progressivement diminuée, jusqu'à obtenir une réponse motrice pour une intensité de l'ordre de 0,5 à 0,3 mA. Cela permet d'être certain de se trouver précisément au contact du nerf.
- après immobilisation de l'aiguille, 1 à 2 mL d'anesthésique local est injecté.

Cependant cette méthode est associée à de possibles complications comme des injections intraneurales ou intravasculaires entraînant de ce fait une anesthésie insuffisante et de nombreux effets secondaires.

I-2-4-3 Localisation du/des nerf(s) par échographie

L'échographie reste un moyen efficace de localiser précisément un nerf lors de la réalisation d'une anesthésie loco-régionale isolée. En effet, à l'échographie le nerf apparaît comme une structure hyperéchogène, à cause du tissu conjonctif de la gaine [19]. En coupe longitudinale la forme du nerf est tubulaire contenant des segments discontinus à échogénicité variable (faible ou nulle). En coupe transversale les nerfs apparaissent là encore comme une structure hyperéchogène contenant une ou plusieurs plages hypoéchogènes rondes ou ovales.

Cependant chez l'homme, des variations anatomiques ont été reconnues comme un facteur important d'échec de bloc de nerf [20]. Il est donc important de décrire une technique d'approche précise utilisant des repères anatomiques fiables afin d'éviter de tels écueils.

En médecine vétérinaire, des études récentes chez le chien et le chat ont décrit une telle approche échographique pour le nerf sciatique et le nerf fémoral [12-14, 21].

Le nerf sciatique, de par sa taille et sa localisation, est facilement accessible et est donc anesthésié de manière quasi-certaine (quasi 100% de réussite). Au contraire, l'identification, et donc la réussite de l'anesthésie locale du nerf fémoral semble plus aléatoire (50 à 62,5% de réussite).

Trois études récentes, sur le chien, décrivent l'utilisation de l'approche supra-inguinale ventrale associée à l'utilisation de l'échographie dans le but d'anesthésier le nerf fémoral [4, 22, 23]. Le chien est placé sur le dos, exposant la partie médiane du membre pelvien. Le repère anatomique utilisé est la mamelle inguinale. Puis, le nerf est identifié à l'aide de l'échographe. Une fois le nerf localisé, la sonde est placée de telle sorte à obtenir une coupe transversale du nerf, à ce moment là le nerf prend une forme particulière, triangulaire et se trouve à l'intérieur du muscle ilipsoas (figure 9)

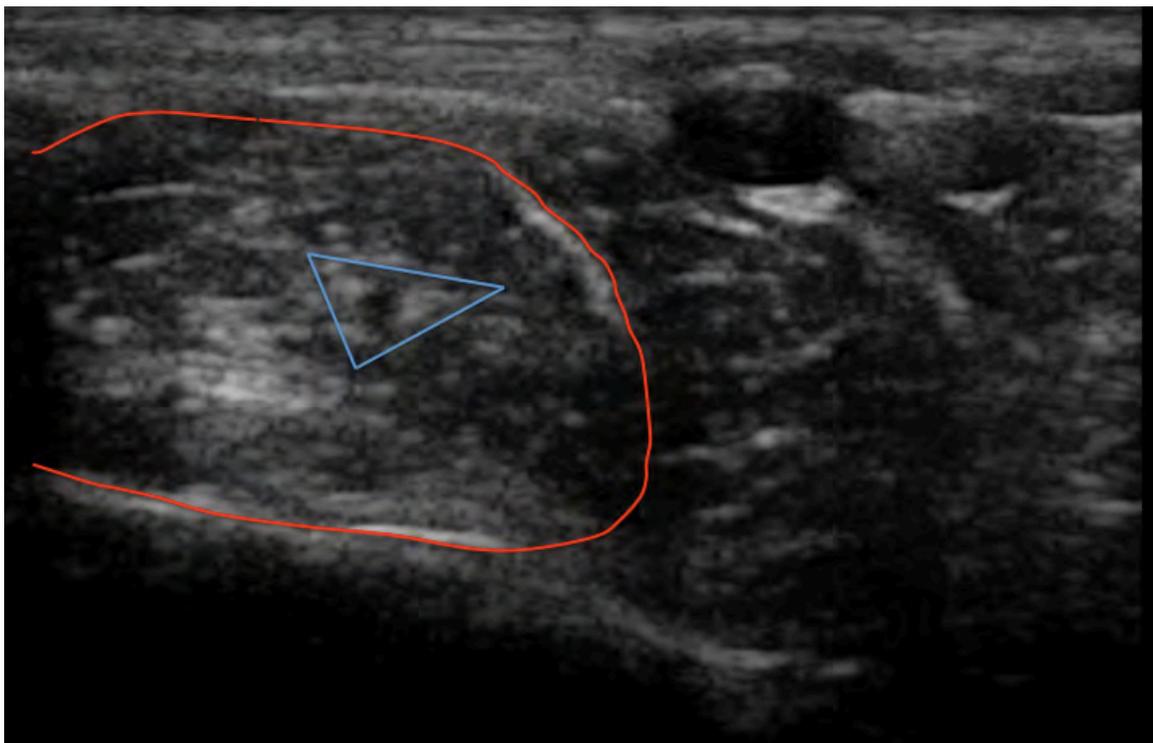
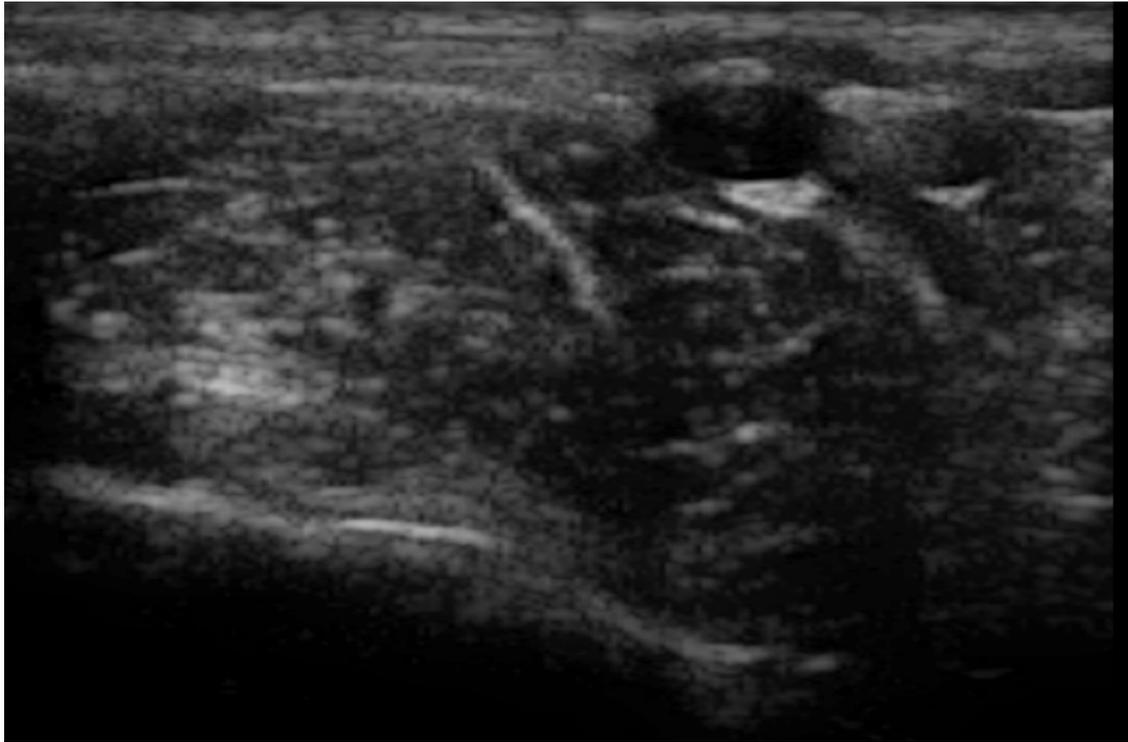


Figure 9. Aspect échographique du nerf fémoral

Rond rouge : Muscle ilio-psoas

Triangle bleu : Nerf fémoral au travers du muscle ilio-psoas

Toutefois, l'apparence anatomique et morphologique du nerf fémoral dans cette zone du muscle iliopsoas, n'a jamais été précisément décrite chez le chien et le chat. De plus, le repère anatomique utilisé (la mamelle inguinale) semble exposé à de nombreuses variations d'un individu à l'autre au sein d'une même espèce.

Notre étude a donc pour but d'améliorer la localisation échoguidée du nerf fémoral chez le chien et le chat en tentant d'identifier un repère anatomique moins variable que le repère anatomique externe utilisé par les études publiées jusqu'à présent. Nous faisons l'hypothèse que ce repère anatomique puisse être l'artère iliaque externe (AIE).

II- Etude anatomique et échographique du nerf fémoral chez le chien et le chat

II-1 Matériel et méthode

II-1-1 Animaux

Huit chiens adultes, en bonne santé, de race beagle (4 femelles et 4 mâles, âge moyen 25,5 +/- 1,5 mois, poids moyen 15,3 +/- 1,5 kg) et huit chats européens adultes (5 mâles et 3 femelles, âge moyen 48 mois +/- 3,6, poids moyen 5kg +/- 0,4kg) ont été utilisés pour l'étude échographique du nerf in vivo et pour la dissection fine du nerf permettant la description anatomique de celui-ci. Deux autres animaux (une chatte et une chienne) ont été utilisés pour une dissection du nerf fémoral. Tous ces animaux provenaient d'un élevage expérimental accrédité (Avogadro, France).

Tous les animaux ont subi un examen médical montrant leur bon état de santé et aucun de ses animaux n'avaient d'antécédents d'atteinte nerveuse ou musculo-squelettique du membre pelvien.

II-1-2 Chronologie

L'étude se partage en deux phases :

- la première (phase 1) correspond à une étude *in vivo* du nerf fémoral par échographie
- la seconde (phase 2) consiste en une approche anatomique à l'aide d'une dissection et de coupes transversales de chiens congelés, utilisant les mêmes animaux que la phase 1

II-1-2-1 Phase 1 : étude *in vivo* du nerf par échographie

Les animaux ont été sédatés à l'aide de médétomidine à la dose de $10 \mu\text{g.kg}^{-1}$ par voie intraveineuse. Ils sont ensuite tondus au niveau de l'abdomen et un nettoyage antiseptique de la peau est pratiqué. Chaque animal est placé en décubitus dorsal et une échographie du nerf fémoral des deux membres pelviens, droit et gauche, a été réalisée, après application de gel échographique sur l'abdomen, à l'aide d'une sonde linéaire de 18 MHz (Imagic Agile, Kontron Medical), et ce toujours par la même personne (expérimentée en échographie, le Dr Lamour-Leyssol). Les paramètres de l'échographe ont été réglés de telle sorte à obtenir la meilleure image possible du nerf fémoral.

La sonde est orientée transversalement au niveau supra-inguinal. La fenêtre échographique utilisée pour localiser le nerf fémoral était celle décrite par Echeverry en se servant de la mamelle inguinale comme premier critère de repérage [4, 22] (figure 10). Puis l'artère iliaque externe a été choisie comme second repère anatomique afin de localiser précisément le nerf fémoral dans la fenêtre échographique. Afin de garantir l'exacte localisation de cette artère, un doppler est conjointement réalisé.



Figure 10. Position du chien et de la sonde lors des échographies du nerf fémoral [4]

Chez les deux espèces, trois mesures du diamètre du nerf fémoral en coupe transversale à mi-chemin de son parcours dans le muscle ilio-psoas ainsi que de la distance entre le nerf fémoral et la marge latérale de l'artère iliaque ont ensuite été réalisées sur chaque animal et pour chaque membre pelvien droit et gauche (figure 11 et 12).

Enfin, une ligne au marqueur a été tracée sur l'abdomen de l'animal suivant la direction exacte de la sonde lors de la réalisation de l'échographie. Cette marque permettra de réaliser les cryosections précises lors de la seconde phase de l'étude (étude anatomique).

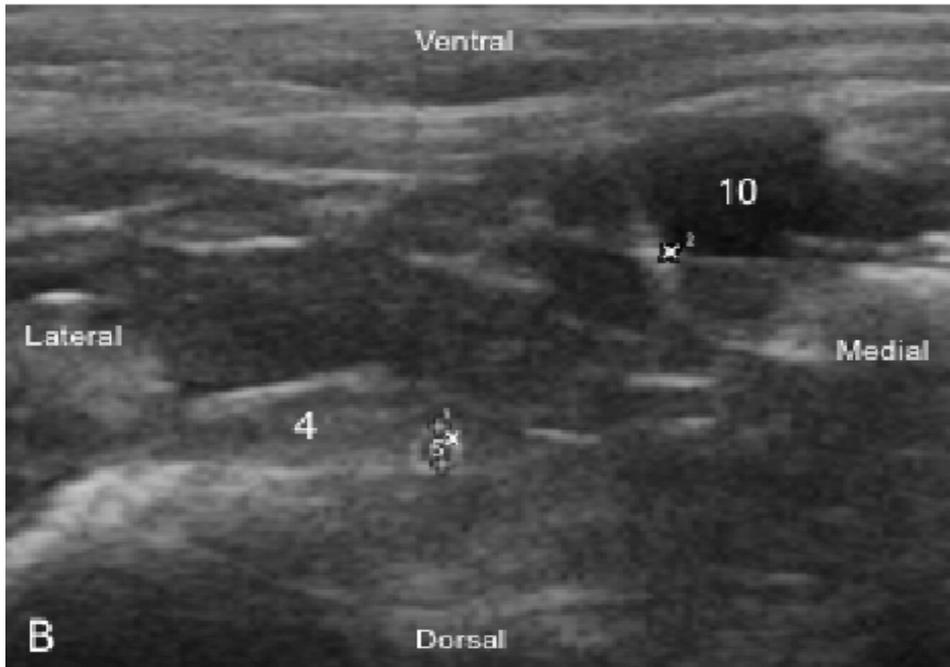


Figure 11. Aspect échographique de la coupe supra-inguinale chez le chat

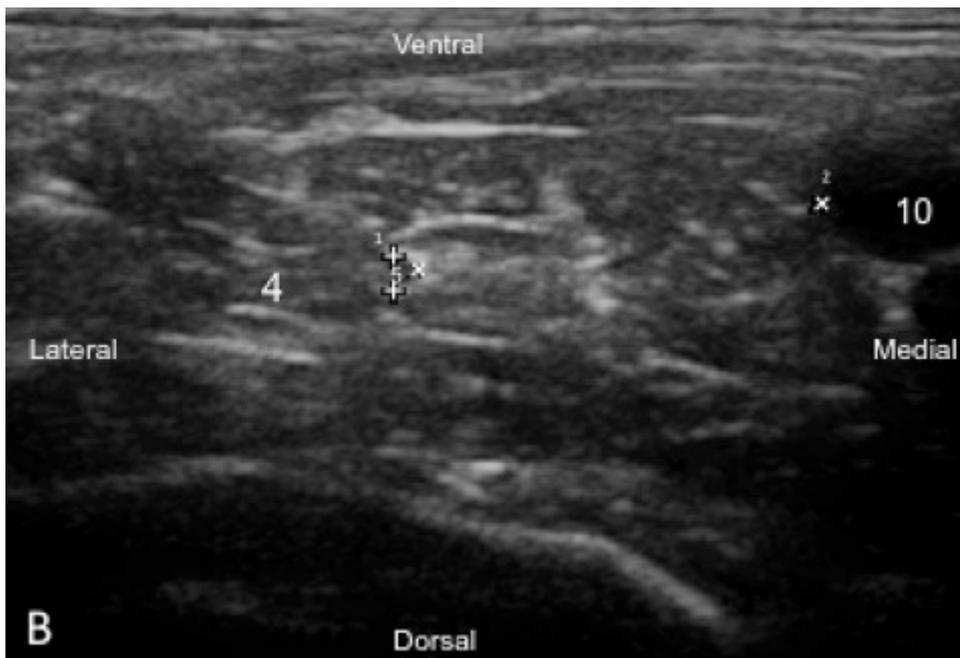


Figure 12. Aspect échographique de la coupe supra-inguinale chez le chien

4 : Muscle iliopsoas, 5 : Nerf femoral,

10 : Artère iliaque externe (la croix symbolisant la marge latérale de l'artère)

II-1-2-2 Phase 2 : étude anatomique

Les animaux ont ensuite été euthanasiés à l'aide de pentobarbital (DoléthalND) par voie intraveineuse. Puis ils ont été congelés afin de réaliser une étude anatomique des sections transversales de la zone d'étude échographique. Deux autres animaux (un chien et un chat) ont été utilisés afin de réaliser une dissection complète du nerf fémoral et de son trajet.

II-1-2-2-1 Dissection du nerf fémoral

Deux animaux ont été fixés à l'aide d'une solution de formol 10%. Les nerfs fémoraux droit et gauche de ces deux animaux ont été disséqués afin de connaître les caractéristiques anatomiques du nerf fémoral et les structures auxquelles il se rattache.

Une incision cutanée a été réalisée en partie médiane et proximale au muscle pectiné. La peau a ensuite été fixée crânialement et caudalement à l'incision réalisée. Le nerf fémoral est ainsi localisé crânialement à l'artère fémorale, proche du ligament inguinal. Après avoir repéré le muscle ilio-psoas, celui-ci est coupé dans sa longueur afin de laisser apparaître la partie proximale du nerf fémoral. Toute la partie du nerf fémoral présent dans le muscle ilio-psoas est de ce fait libérée.

II-1-2-2-2 Etude anatomique des coupes transversales

Après 10 jours à -30°C, une cryosection de 1cm d'épaisseur de la partie caudale de l'abdomen a été réalisée à l'endroit exact où se trouvait la sonde dans la phase 1. D'autres sections ont été réalisées crânialement à ce repère jusqu'à la sixième vertèbre lombaire et caudalement jusqu'à l'articulation coxo-fémorale. Des photographies de ces coupes ont été réalisées afin de les comparer aux images obtenues in vivo par échographie.

Le diamètre du nerf fémoral et la distance entre le nerf fémoral et la partie latérale de l'artère iliaque externe ont été réalisés trois fois sur les cryosections à l'aide d'une règle graduée précise.

II-1-3 Analyses statistiques

Les résultats sont exprimées en moyenne +/- écart-type.

Une approche non paramétrique a été utilisée pour l'étude statistique. Afin de réaliser cette étude, le logiciel XLSTAT-medical (Addinsoft SARL, Paris, France) a été utilisé. Seule les P values inférieures à 0,05 ont été considérées comme significatives.

II-1-3-1 Comparaison entre les deux méthodes de mesures

Pour comparer les mesures obtenues par échographie ou sur les coupes anatomiques, que ce soit pour le diamètre du nerf fémoral ou la distance entre le nerf et l'artère iliaque externe, nous avons utilisés le test apparié de Wilcoxon chez le chien et le chat [24].

II-1-3-2 Comparaison des mesures entre le chien et le chat

Pour comparer les valeurs obtenues entre le chien et le chat, nous avons utilisé le test de Mann et Whitney non apparié [24]. En effet les deux échantillon « chat » et « chien » sont indépendant, ils sont donc non appariés. Ce test consiste en une comparaison des deux moyennes de la valeur étudiée, soit celle du chien et celle du chat.

II-1-4 Les produits utilisés

Médétomidine, DomitorND, Zoetis, France.

Pentobarbital, DolethalND, Vétéquinol, France.

II-2 Résultats

II-2-1 Etude anatomique

Dissection du nerf fémoral

Pendant la dissection, le nerf fémoral a été identifié comme un cordon blanchâtre, au sein du muscle ilio-psoas. Dans cette localisation le nerf ne se trouve à proximité d'aucun vaisseau ou de fascia. Le trajet du nerf diffère légèrement entre les deux espèces.

Chez le chat, le nerf passe entre les deux portions du muscles ilio-psoas que sont le psoas majeur et le muscle iliaque, alors que chez le chien, il passe au travers du muscle ilio-psoas pour atteindre le membre pelvien (Figures 13 et 14). Le nerf est totalement recouvert par la portion caudale du muscle sartorius chez le chien mais pas chez le chat. Avant de quitter le muscle ilio-psoas, le nerf fémoral donne naissance au nerf saphène et ceci quelque soit l'espèce.

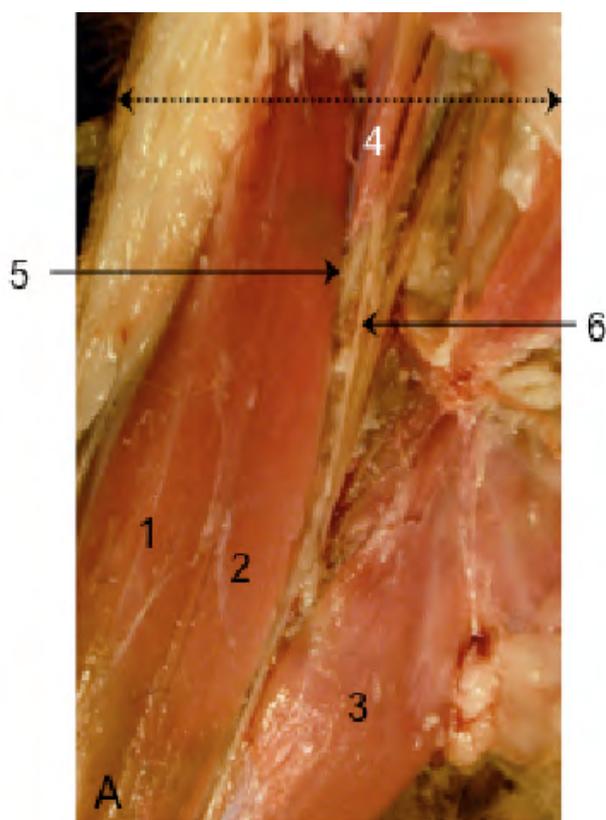


Figure 13. Dissection du nerf fémoral du chat

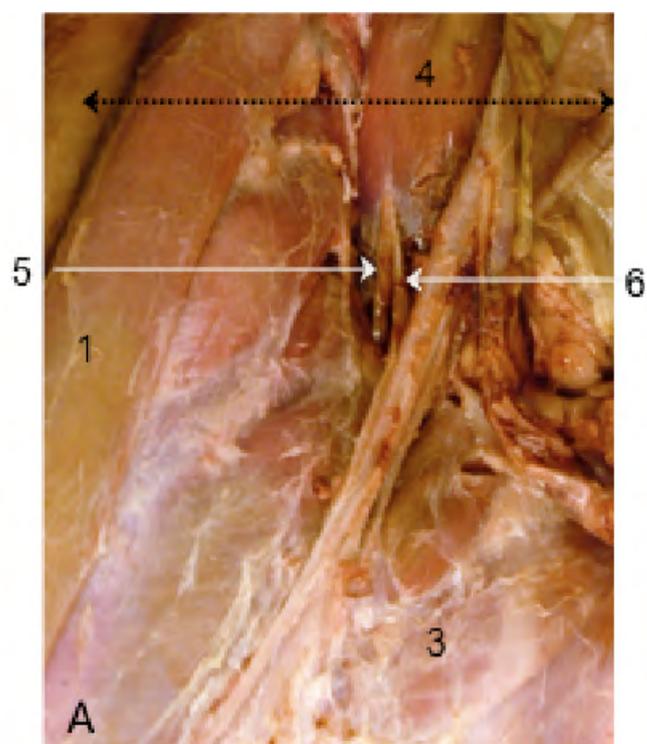


Figure 14. Dissection du nerf fémoral du chien

1 : muscle sartorius (partie crâniale), 2 : muscle sartorius (partie caudale), 3 : muscle gracile, 4 : muscle ilio-psoas, 5 : nerf fémoral, 6 : nerf saphène,

Aspect anatomique et échographique

Lors de l'échographie, le muscle iliopsoas apparaît, en coupe transversale, comme une structure triangulaire hypoéchogène chez le chat et ovoïde hypoéchogène chez le chien contenant des structures linéaires légèrement échogène (figures 11 et 12).

L'artère iliaque externe a été utilisée comme nouveau repère anatomique pour localiser précisément le nerf fémoral. Au niveau de la septième vertèbre lombaire, origine de l'artère iliaque externe, le nerf a pu être localisé dans la partie dorso médiale du muscle ilio-psoas. Ce nerf se présente sous forme d'un disque hypoéchogène entouré d'une gaine hyperéchogène au sein du corps du muscle ilio-psoas.

Hormis dans cette fenêtre acoustique, la visualisation du nerf fémoral semble très difficile. En parallèle, dans cette fenêtre, le nerf semble éloigné de toutes structures à risque tel que les vaisseaux, les os et les viscères abdominaux.

De plus, les images échographiques et les cryosections montrent une bonne similitude que ce soit pour la localisation du nerf à travers le muscle iliopsoas ou pour l'anatomotopographie entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe (figures 15,16,17 et 18).

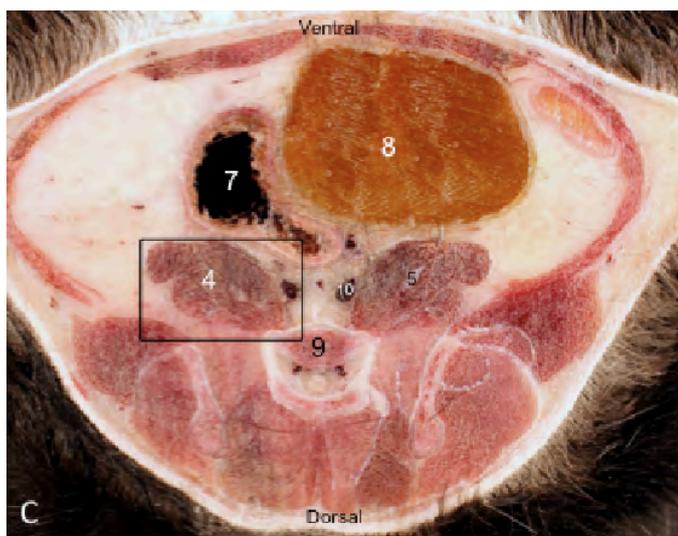


Figure 15. Cryosection (chat)

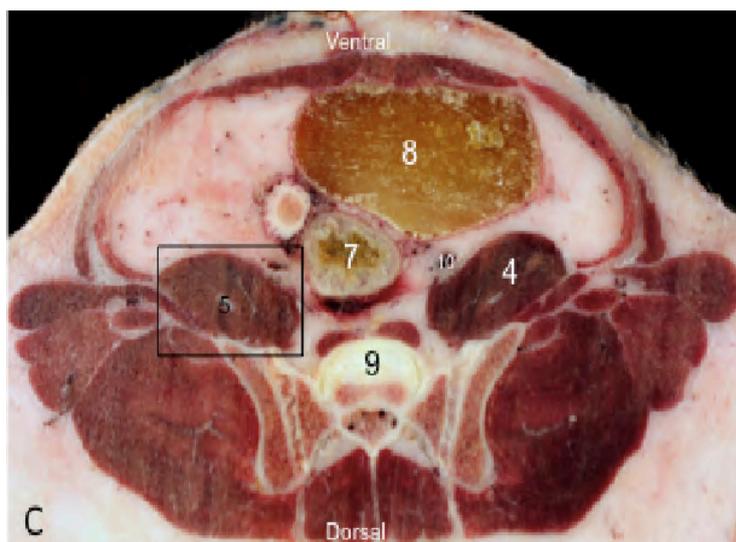


Figure 16. Cryosection (chien)

4 : muscle ilio-psoas, 5 : nerf fémoral, 7 : côlon descendant, 8 : vessie, 9 : 7^{ème} vertèbre lombaire.



Figure 17. Coupe transversale du muscle iliopsoas chez le chat

4: muscle ilio-psoas, 4' : muscle psoas majeur, 4'': muscle iliaque

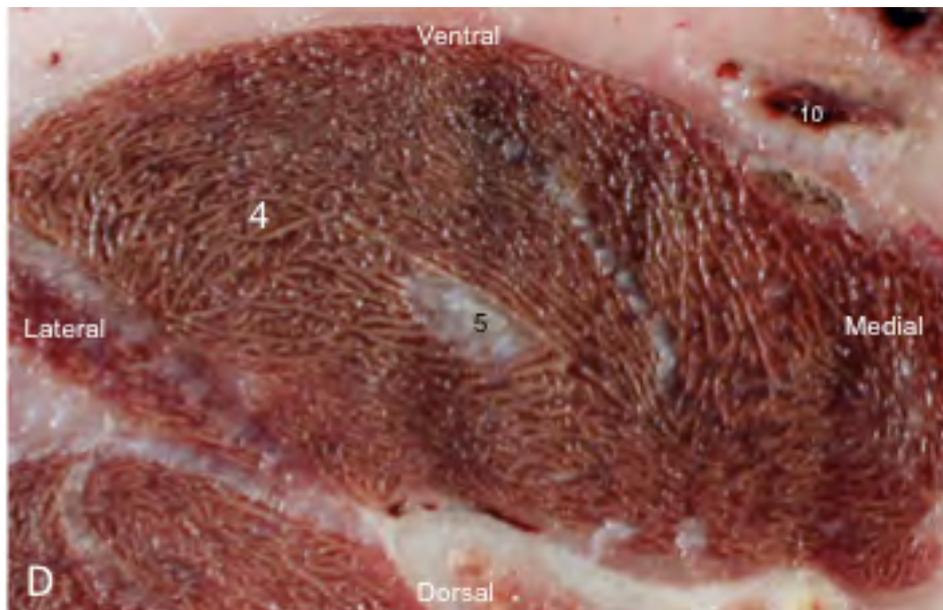


Figure 18. Coupe transversale du muscle iliopsoas chez le chien

4 : muscle ilio-psoas

II-2-2 Diamètre du nerf fémoral et distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe.

Préambule : Les valeurs obtenues de diamètre du nerf fémoral comme de la distance nerf fémoral-artère iliaque externe n'étant pas significativement différentes entre le côté droit et gauche pour une même technique de mesure au sein d'une même espèce, elles ont donc été prises en compte conjointement pour l'analyse statistique.

Le diamètre moyen du nerf fémoral obtenu par échographie est de 1.0 +/- 0.1 mm et 1.1 +/- 0.1 mm respectivement chez le chat et le chien. Le diamètre moyen du nerf fémoral obtenu par mesure directe est de 1.1 +/- 0.1 mm dans les deux espèces. Il n'y a donc pas de différence significative du diamètre du nerf fémoral entre les deux espèces et entre les deux techniques (échographique et anatomique) chez le chien (Tableau 1).

	Echographie	Coupe anatomique	
Chien	Mesure (mm)	1.1 +/- 0.1	1.1 +/- 0.1
	CI 95	[1.04 – 1.10]	[1.03 – 1.12]
	Mesure pondérée (mm/kg)	0.07 +/- 0.01 ^a	0.07 +/- 0.01 ^a
	CI 95	[0.06 – 0.07]	[0.06 – 0.07]
Chat	Mesure (mm)	1.0 +/- 0.1 ^b	1.1 +/- 0.1 ^b
	CI 95	[0.99 – 1.06]	[1.06 – 1.15]
	Mesure pondérée (mm/kg)	0.21 +/- 0.02 ^{a,b}	0.22 +/- 0.03 ^{a,b}
	CI 95	[0.20 – 0.21]	[0.21 – 0.23]

Tableau 1. Diamètre du nerf fémoral (en mm) obtenu à partir des images échographiques et de la mesure directe sur les coupes transversales en cryosection

Les résultats sont exprimés en moyenne +/- écart-type. Une valeur de p inférieure à 0.05 a été considérée comme significative. ^a représente une différence significative entre chien et chat (test de Mann et Whitney). ^b représente une différence significative entre les deux techniques de mesure, échographie versus mesure directe (Test de Wilcoxon). CI 95 correspond à l'intervalle de confiance de 95%. Les mesures pondérées correspondent au rapport mesure du diamètre du nerf fémoral (en mm) / poids de l'animal (en kg).

La distance moyenne, mesurée sur les images échographiques, entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe était de 6.2mm +/- 1.2 chez le chat et 8.5mm +/- 1.6 chez le chien alors qu'elle est de 4.7mm +/- 0.4 et 5.6mm +/- 0.3, respectivement chez le chien et le chat, en mesure directe. Au contraire du diamètre du nerf fémoral, cette distance diffère significativement entre les deux espèces mais également entre les deux techniques de mesure que l'on soit chez le chien ou le chat (Tableau 2).

	Echographie	Coupe anatomique	
Chien	Mesure (mm)	8.5 +/- 1.6 ^{a,b}	5.6 +/- 0.3 ^{a,b}
	CI 95	[7.96 – 9.03]	[5.52 – 5.74]
	Mesure pondérée (mm/kg)	0.53 +/- 0.09 ^{a,b}	0.35 +/- 0.03 ^{a,b}
	CI 95	[0.50 – 0.56]	[0.34 – 0.36]
Chat	Mesure (mm)	6.2 +/- 1.2 ^{a,b}	4.7 +/- 0.4 ^{a,b}
	CI 95	[5.86 – 6.64]	[4.62 – 4.86]
	Mesure pondérée (mm/kg)	1.25 +/- 0.2 ^{a,b}	0.95 +/- 0.09 ^{a,b}
	CI 95	[1.18 – 1.33]	[0.92 – 0.99]

Tableau 2. Distance entre le nerf fémoral au sein du muscle ilio-psyas et l'artère iliaque externe obtenu à partir des images échographiques et des coupes transversales après congélation.

Les résultats sont exprimés en moyenne +/- écart-type. Une valeur de p inférieure à 0.05 a été considérée comme significative. ^a représente une différence significative entre chien et chat (test de Mann et Whitney). ^b représente une différence significative entre les deux techniques de mesure, échographie versus mesure directe (Test de Wilcoxon). CI 95 correspond à l'intervalle de confiance de 95%. Les mesures pondérées correspondent au rapport mesure du diamètre du nerf fémoral (en mm) / poids de l'animal (en kg).

Les mesures pondérées du diamètre du nerf fémoral et de la distance entre le nerf et l'artère iliaque externe sont significativement plus importantes chez le chat que chez le chien

III- Discussion

Notre étude avait donc pour but d'améliorer la localisation échoguidée du nerf fémoral chez le chien et le chat en tentant d'identifier un repère anatomique moins variable que le repère anatomique externe utilisée par les études publiées jusqu'à présent. Nous avons fait l'hypothèse que ce repère anatomique puisse être l'artère iliaque externe (AIE). Nos différents résultats confirment bien que l'artère iliaque externe peut être utilisée comme repère anatomique d'intérêt dans la localisation échographique du nerf fémoral lors de son trajet dans le muscle iliopsoas chez le chien comme chez le chat.

Une étude anatomique utilisant une approche classique par dissection et sur coupe transversale après cryosection conjointement à une approche échographique a permis de confirmer certaines données, d'en préciser d'autres mais aussi d'en découvrir de nouvelles. En effet, aucune étude préalable ne s'était intéressée à la comparaison de cet aspect anatomique entre le chien et le chat.

Le nerf fémoral innerve les muscles ilio-psoas et quadriceps [2]. Chez le chien celui-ci passe au travers du muscle iliopsoas, au contraire du chat où le trajet du nerf fémoral est légèrement différent. Dans cette espèce, le nerf fémoral passe entre les deux portions du muscle iliopsoas, le psoas majeur et le muscle iliaque. Toutefois, comme chez le chien, le nerf se trouve en

partie dorso-médiale du muscle iliopsoas. Le nerf fémoral n'émet pas de ramification lorsqu'il traverse le muscle iliopsoas, mais nous pouvons néanmoins faire la distinction entre le nerf saphène et le nerf fémoral par échographie ventro-latéralement à la zone d'étude décrite précédemment. Le nerf saphène est émis par le nerf fémoral lorsque celui-ci quitte le muscle iliopsoas. Ce nerf saphène est responsable de la majeure partie de l'innervation cutanée médiale du membre pelvien [25]. Par conséquent, les éléments distaux du nerf fémoral, incluant le nerf saphène et les branches motrices du nerf, vont être anesthésiées si le produit anesthésique est injecté autour du nerf lorsque celui-ci se situe au sein du muscle iliopsoas. De plus, comme il traverse le muscle iliopsoas, le nerf se trouve isolé des différents vaisseaux ou des fascias et ceci que ce soit chez le chien ou le chat. De ce fait le risque de ponction vasculaire est très largement réduit si l'anesthésie du nerf fémoral est réalisée au travers du muscle iliopsoas.

De rares études sur l'utilisation de l'échographie dans le but de réaliser des anesthésies isolées de nerf ont été publiées chez le chien et le chat [13, 21]. L'utilisation de l'approche suprainguinale ventrale a récemment été rapportée chez le chien [4]. Mais, selon nos recherches, jamais chez le chat. Nous avons trouvé que l'aspect échographique du nerf fémoral et les structures qui lui sont associés lorsqu'il se trouve au sein du muscle iliopsoas sont en accord avec les précédentes publications [22], et ceci que ce soit chez le chien ou le chat. Il est à noter que le muscle iliopsoas est hypoéchogène de forme triangulaire chez le chat et ovoïde chez le chien. Le nerf fémoral apparaît lui hypoéchogène entouré par une structure hyperéchogène au sein du muscle iliopsoas et ceci que ce soit chez le chien ou le chat.

Aucune valeur n'a été publiée en ce qui concerne le diamètre du nerf fémoral. Notre valeur moyenne pour le nerf fémoral, lorsque celui-ci traverse le muscle iliopsoas est de 1mm et ne présente pas de différence significative entre les deux espèces ou les deux techniques.

Au vue de ces résultats, contrairement à la pensée commune, l'identification du nerf fémoral par échographie n'est pas plus dur chez le chat que chez le chien, ceci si l'on considère uniquement le diamètre du nerf.

Que ce soit en médecine humaine ou vétérinaire, la réussite de l'anesthésie du nerf fémoral dépend de la bonne visualisation du nerf sur les images échographiques [26]. L'utilisation classique de l'approche inguinale pour localiser le nerf dans le triangle fémoral semble être difficile chez le chien puisque dans cette région le nerf est couvert de tissus adipeux et de multiples fascias [21].

L'approche supra inguinale semble être une approche plus simple puisque le nerf fémoral est simplement entouré par le muscle iliopsoas et les bords hyperéchogènes de la gaine du nerf contraste assez bien avec l'hypoéchogénicité du muscle [22]. En effet en coupe transversale, le nerf fémoral se trouve au sein d'une structure hypoéchogène contenant des lignes hyperéchogène, ceci correspondant au muscle iliopsoas [27]. Etcheverry et al ont localisé le nerf fémoral à une profondeur moyenne de 1.31 ± 0.21 cm [22]. Néanmoins la pression exercée par l'opérateur à l'aide de la sonde afin de localiser le nerf fémoral peut différer entre les opérateurs et entraîne d'importantes variations dans ces valeurs.

Il faut donc établir des repères anatomiques fiables qui auraient deux objectifs : une identification rapide et reproductible du nerf fémoral par une approche supra-inguinale ventrale, que ce soit chez le chien ou le chat. Nous avons utilisé la même fenêtre acoustique que celle décrite par Echeverry et al [22] pour une approche supra inguinale et échoguidée du nerf. Nous avons émis l'hypothèse que l'artère illiaque externe pouvait être un repère anatomique plus fiable. Dans la fenêtre acoustique que nous avons utilisés, l'artère iliaque externe est facilement identifiable comme une structure ronde anéchogène. De plus, la localisation de cette artère peut être encore plus simple si l'échographe possède la fonction

Doppler. La distance moyenne entre l'artère iliaque externe et le nerf fémoral est de 6.2 +/- 1.2 mm et 8.5 +/- 1.6 mm respectivement chez le chat (5+/-0.4kg) et le chien (15.3 +/-1.5kg). Cette distance semble être facilement mesurable et surtout reproductible, en faisant ainsi un excellent repère anatomique.

Dans notre étude, 8 beagles et 8 chats de même taille et poids ont été utilisés afin d'obtenir des résultats reproductibles et fiables. Nos mesures ont été obtenues en triple. Sous ces conditions, les différences standard entre les animaux d'une même espèce sont réduites. Il serait intéressant de mesurer la distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe ainsi que le diamètre du nerf dans une plus grande population de chien et de chat et surtout de différentes tailles, poids et races. Ceci pourrait permettre d'affiner les résultats concernant la variabilité anatomique du nerf fémoral et d'établir un intervalle de référence pour le diamètre du nerf et la distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe.

La différence significative entre le chat et le chien obtenue par échographie a été confirmée par des mesures anatomiques directes. La distance moyenne obtenue avec l'échographie est surestimée, comparée à celles obtenues par mesure directe. Ceci peut s'expliquer par la pression de la sonde exercée par l'opérateur. En effet ceci semble augmenter la distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe[28]. Il est également à noter que cette distance peut être sous estimée après congélation due à la contraction des fibres musculaires.

La réussite de l'anesthésie du nerf est déterminée par l'injection précise et la distribution homogène de l'anesthésique local autour du nerf. L'échographie permet une détection satisfaisante et précise du nerf fémoral. Chez l'homme et le chien, l'échographie au niveau du triangle fémoral a été utilisée afin de localiser le nerf fémoral mais, contrairement à l'homme, une faible réussite y a été décrite chez le chien (50%) [29]. A cet endroit, le nerf est

recouvert par du tissu adipeux, des fascias et des muscles, et semble être difficile à identifier chez le chien.

Notre étude préliminaire montre que l'approche supra-inguinale, utilisant l'artère iliaque externe comme un repère anatomique du nerf fémoral, peut être fiable chez le chat et le chien. Ces résultats prometteurs indiquent que l'approche supra-inguinale semble plus efficace que l'approche par le triangle fémoral, tout comme l'a décrit Echeverry et al [4].

IV- Perspectives

IV-1. Une étude in vivo envisageable

L'ensemble des données que nous avons pu répertorier, nous permettent d'envisager une étude in vivo. En effet nous connaissons aujourd'hui avec une certaine précision le trajet du nerf fémoral. A la base le nerf passe donc au sein du muscle ilio-psoas chez le chien et entre les deux portions du muscle chez le chat. Nous avons pu estimer également le diamètre du nerf fémoral et montrer ainsi que le diamètre du nerf, chez le chat, n'est pas moins important que chez le chien.

Une étude in vivo semble donc envisageable et ceci même chez le chat. Pour cela il faudrait mettre en place un protocole bien précis permettant de mesurer l'efficacité de l'infiltration du nerf. Pour se faire il va falloir inclure dans l'étude des tests sensitifs et des tests moteurs avant et après infiltration afin de pouvoir comparer l'effet de l'anesthésie et donc son efficacité.

La proprioception peut être explorée à l'aide du placé proprioceptif et de la technique de la feuille. Pour le premier test, nous avançons le chien proche de la table et il doit lui-même mettre son membre à l'appui sur la table. Le deuxième test consiste à écarter le membre de l'aplomb jusqu'à un stade où l'animal ramène lui-même son membre dans l'axe du corps.

Le test patellaire peut également être étudié. Pour ce test, le ligament patellaire est étiré par un choc exercé à l'aide d'un marteau. L'arc réflexe est mis en évidence par une contraction du quadriceps fémoral entraînant l'extension du membre pelvien. Or, le nerf fémoral est le seul nerf innervant ce muscle. Ainsi une anesthésie loco-régionale du nerf entraîne un arrêt de l'extension du membre lorsque le ligament rotulien est étiré.

Afin d'évaluer l'efficacité de l'anesthésie, le réflexe de retrait peut également être testé. Le nerf saphène innerve toute la partie médiale du membre. Le doigt médial est donc uniquement innervé par ce nerf. Lors d'une anesthésie loco-régional du nerf fémoral il y a donc une perte de sensibilité de ce doigt. Il peut donc être clampé afin d'évaluer la sensibilité cutanée du membre. Ce réflex est positif lorsque l'animal fléchit le membre pelvien en réponse à la stimulation douloureuse pratiquée.

Il semble également indispensable d'évaluer l'innervation sensitive cutanée. Des trémulations cutanées sont observables lorsque la sensibilité cutanée est présente. Une stimulation médiale sous anesthésie du nerf fémoral ne doit donc entraîné aucune trémulation.

Ces tests devront être également être évalués dans le temps afin de voir la durée d'action de l'anesthésie.

IV-2. Une anesthésie complémentaire en vue de la chirurgie des ligaments croisés

Le nerf saphène, prolongation du nerf fémoral, innerve la majorité des parties de l'articulation du grasset. La rupture de ligaments croisés, qui touche fréquemment le chien, est une opération qui demande une myorelaxation et une analgésie idéale afin de limiter tout mouvement lors de l'opération.

De part l'anesthésie du nerf fémoral, une analgésie médiale au grasset est obtenue, mais également de la majorité des éléments de l'articulation, notamment le ligament croisé. En parallèle, une myorelaxation parfaite des muscles innervés par le nerf fémoral est atteinte, soit principalement le quadriceps fémoral. Ceci pourrait donc permettre de limiter au maximum les mouvements du grasset lors de l'acte chirurgical de reconstruction du ligament.

CONCLUSION

Cette étude n'est donc qu'un premier pas en vue d'une méthode « fiable » d'anesthésie loco-régionale du nerf fémoral. En effet elle nécessiterait d'être confirmée dans une étude clinique testant notamment de nombreux réflexes nerveux.

Cette description anatomique et échographique du nerf fémoral peut aider le praticien à identifier et localiser précisément le nerf fémoral au travers du muscle ilio-psoas, et ceci chez le chien et le chat. Nous avons pu établir le diamètre du nerf fémoral au sein du muscle, 1.0 +/- 0.1 mm et 1.1 +/- 0.1 mm respectivement chez le chat et le chien. Cette mesure va donc permettre d'identifier avec une grande exactitude le nerf en échographie.

Aujourd'hui de nombreuses techniques permettent l'identification du nerf, pourquoi ne pas penser à les coupler pour avoir un bénéfice plus grand et des risques moins importants ?

En effet l'utilisation de l'électrostimulation pourrait permettre une meilleure efficacité en ce qui concerne la pénétration du produit anesthésique au travers de la gaine du nerf. Il a été démontré que l'utilisation de l'électrostimulation, par ces chocs électriques, semble augmenter la perméabilité de la gaine de myéline aux produits anesthésiques [30].

Une étude complémentaire associant les deux méthodes pourrait déterminer si l'utilisation de l'électrostimulation en complément de l'échographie a un effet bénéfique ou non, en ayant toujours comme objectif final de tester toutes ces études lors de la chirurgie des ligaments croisés chez le chien.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, **MOGICATO Giovanni**, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **CHARROUIN Maxime** intitulée « **Etudes anatomique et échographique du nerf fémoral du chien et du chat sains en vue d'application en anesthésie loco-régionale.**» et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 8 juillet 2013
Docteur MOGICATO Giovanni
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



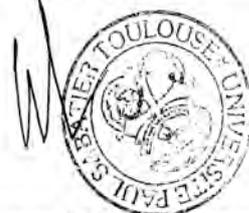
Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON



Vu :
Le Président du jury :
Professeure BERRY Isabelle



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université
Paul Sabatier
Professeur Bertrand MONTHUBERT
Par délégation, le Vice Président du CEVU
Arnaud LE PADELLEC



Conformément à l'Arrêté du 20 avril 2007, article 6, la soutenance de la thèse ne peut être autorisée qu'après validation de l'année d'approfondissement.

Bibliographie

1. Dr. H elaine, c.d.c.e.a., CHU de Brest, *Anesthésique locaux*. 2008.
2. Barone, R., Simoens, P., *Anatomie comparée des mammifères domestiques - tome 7 : Neurologie II / système nerveux périphérique - glandes endocrines - esth esiologie*. Vigot Frères, Paris, 2010: p. pp. 249-265.
3. O'Connor, B.L. and P. Woodbury, *The primary articular nerves to the dog knee*. Journal of anatomy, 1982. **134**(Pt 3): p. 563-72.
4. Echeverry, D.F., et al., *Ventral ultrasound-guided suprainguinal approach to block the femoral nerve in the dog*. Veterinary journal, 2012. **192**(3): p. 333-7.
5. Barone, R., Simoens, P., *Anatomie comparée des mammif eres domestiques - tome 4 : Splanchnologie II / appareil uro-g enital, f etus et ses annexes, p eritoine et topographie abdominale*. Vigot Fr eres, 2010: p. pp. 463-466.
6. Evans , d.L., *Miller's anatomy of the dog*. 2013. **4th edition**(Elsevier Saunders).
7. Tortora, G., et al., *Combined blockade of protein kinase A and bcl-2 by antisense strategy induces apoptosis and inhibits tumor growth and angiogenesis*. Clinical cancer research : an official journal of the American Association for Cancer Research, 2001. **7**(8): p. 2537-44.
8. Allen, H.W., et al., *Peripheral nerve blocks improve analgesia after total knee replacement surgery*. Anesthesia and analgesia, 1998. **87**(1): p. 93-7.
9. Bonnet, F. and E. Marret, *Postoperative pain management and outcome after surgery*. Best practice & research. Clinical anaesthesiology, 2007. **21**(1): p. 99-107.
10. Curatolo, M., *Adding regional analgesia to general anaesthesia: increase of risk or improved outcome?* European journal of anaesthesiology, 2010. **27**(7): p. 586-91.
11. Troncy, E., et al., *Results of preemptive epidural administration of morphine with or without bupivacaine in dogs and cats undergoing surgery: 265 cases (1997-1999)*. Journal of the American Veterinary Medical Association, 2002. **221**(5): p. 666-72.
12. Campoy, L., et al., *Ultrasound-guided approach for axillary brachial plexus, femoral nerve, and sciatic nerve blocks in dogs*. Veterinary anaesthesia and analgesia, 2010. **37**(2): p. 144-53.
13. Haro, P., et al., *Ultrasound-guided block of the feline sciatic nerve*. Journal of feline medicine and surgery, 2012. **14**(8): p. 545-52.
14. Haro, P., et al., *Ultrasound-guided dorsal approach for femoral nerve blockade in cats: an imaging study*. Journal of feline medicine and surgery, 2013. **15**(2): p. 91-8.
15. Mihelic, D., et al., *Anatomical possibilities of access to and blockade of m. femoralis in the dog*. Veterinarni medicina, 1995. **40**(9): p. 283-7.
16. Campoy, L., et al., *Distribution of a lidocaine-methylene blue solution staining in brachial plexus, lumbar plexus and sciatic nerve blocks in the dog*. Veterinary anaesthesia and analgesia, 2008. **35**(4): p. 348-54.
17. Mahler, S.P. and A.O. Adogwa, *Anatomical and experimental studies of brachial plexus, sciatic, and femoral nerve-location using peripheral nerve stimulation in the dog*. Veterinary anaesthesia and analgesia, 2008. **35**(1): p. 80-9.
18. De Andres, J. and X. Sala-Blanch, *Peripheral nerve stimulation in the practice of brachial plexus anesthesia: a review*. Regional anesthesia and pain medicine, 2001. **26**(5): p. 478-83.
19. Bianchi, S., *Ultrasound of the peripheral nerves*. Joint, bone, spine : revue du rhumatisme, 2008. **75**(6): p. 643-9.
20. Marhofer, P. and N. Frickey, *Ultrasonographic guidance in pediatric regional anesthesia Part I: Theoretical background*. Paediatric anaesthesia, 2006. **16**(10): p. 1008-18.

21. Echeverry, D.F., et al., *Ultrasound-guided block of the sciatic and femoral nerves in dogs: a descriptive study*. Veterinary journal, 2010. **186**(2): p. 210-5.
22. Echeverry, D.F., et al., *Ultrasound-guided 'two-in-one' femoral and obturator nerve block in the dog: an anatomical study*. Veterinary anaesthesia and analgesia, 2012. **39**(6): p. 611-7.
23. Mahler, S.P., *Ultrasound guidance to approach the femoral nerve in the iliopsoas muscle: a preliminary study in the dog*. Veterinary anaesthesia and analgesia, 2012. **39**(5): p. 550-4.
24. Vinatier, S., *10. Tests non paramétriques*. Faculté des sciences et techniques de Limoges, 2008. **Licence de Biologie, 3ème semestre**.
25. Haghighi, S.S., et al., *Electrophysiologic studies of the cutaneous innervation of the pelvic limb of male dogs*. American journal of veterinary research, 1991. **52**(2): p. 352-62.
26. Roberts, S., *Ultrasonographic guidance in pediatric regional anesthesia. Part 2: techniques*. Paediatric anaesthesia, 2006. **16**(11): p. 1112-24.
27. Cannon, M.S. and S.M. Puchalski, *Ultrasonographic evaluation of normal canine iliopsoas muscle*. Veterinary radiology & ultrasound : the official journal of the American College of Veterinary Radiology and the International Veterinary Radiology Association, 2008. **49**(4): p. 378-82.
28. Oishi, K., M. Yasukawa, and T. Maeshima, [*Influences of probe application on the measurement of subcutaneous thickness using A-mode ultrasonography*]. The Annals of physiological anthropology = Seiri Jinrui gaku Kenkyukai kaishi, 1990. **9**(3): p. 291-7.
29. Costa-Farre, C., et al., *Ultrasound guidance for the performance of sciatic and saphenous nerve blocks in dogs*. Veterinary journal, 2011. **187**(2): p. 221-4.
30. Richardson, A.G., C.C. McIntyre, and W.M. Grill, *Modelling the effects of electric fields on nerve fibres: influence of the myelin sheath*. Medical & biological engineering & computing, 2000. **38**(4): p. 438-46.

TITRE : ETUDES ANATOMIQUE ET ECHOGRAPHIQUE DU NERF FÉMORAL DU CHIEN ET DU CHAT SAINS EN VUE D'APPLICATION EN ANESTHESIE LOCO-REGIONALE

RÉSUMÉ

L'anesthésie locale du nerf fémoral (NF) est couramment utilisée en médecine humaine. Cependant, la technique d'anesthésie du nerf fémoral n'est réalisée que rarement en médecine vétérinaire. Une approche supra-inguinale ventrale, utilisant l'échographie afin d'anesthésier le nerf fémoral lorsque celui-ci passe à travers le muscle iliopectiné est couramment décrite chez le chien. Mais l'identification du nerf fémoral, par échographie, n'est pas facilement reproductible. Le but de cette étude était d'améliorer la localisation du NF à travers l'iliopectiné du chien et du chat en proposant un nouveau repère anatomique, l'artère iliaque externe. L'échographie des nerfs fémoraux droit et gauche a été réalisée sur 8 chiens et 8 chats. Après leur euthanasie, une coupe transversale par cryosection de la partie caudale de l'abdomen a été effectuée pour chaque animal. Le diamètre du nerf et la distance entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe ont été mesurés sur l'image échographique, mais également sur la coupe transversale. Le diamètre des nerfs fémoraux droit et gauche n'est pas significativement différent chez le chien et le chat. La moyenne des diamètres du nerf sur les images échographiques est de 1,4 +/- 0,2 mm et 1,1 +/- 0,1 mm respectivement sur le chat et le chien. Les distances moyennes sur l'échographie entre le nerf fémoral et l'artère iliaque externe sont significativement différentes entre le chien et le chat (6,2 +/- 1,2 mm vs 8,5 +/- 1,6 mm). Cette étude suggère que la position du nerf fémoral à travers le muscle iliopectiné est sujette à de faibles variations. L'artère iliaque externe peut être un très bon repère échographique pour l'identification du nerf fémoral.

MOTS CLÉS : NERF FÉMORAL, ECHOGRAPHIE, ANATOMIE, CHIEN, CHAT

TITLE : ANATOMICAL AND ULTRASONOGRAPHIC STUDIES OF NORMAL CANINE AND FELINE FEMORAL NERVE : CONSEQUENCES FOR REGIONAL ANAESTHESIA

SUMMARY

Regional anaesthesia of femoral nerve is widely used in human medicine. However, femoral nerve block technique remains rarely performed in veterinary practice. A recent study has described an ultrasonography (US)-guided technique to block the femoral nerve within the iliopsoas muscle using a ventral suprainguinal approach in dogs. However US identification of the femoral nerve appears unclear. The aim of this study is to describe morphological variations of femoral nerve using both anatomical and ultrasonographic approaches in dogs and cats and to propose a new anatomical landmark to better localise the femoral nerve, the external iliac artery. Left and right femoral nerve US scans were performed in 8 dogs and 8 cats. After euthanasia, transverse cryosections of the caudal abdomen of each animal were made. The diameter of the femoral nerve and the distance between femoral nerve and external iliac artery were measured in triplicate both in cryosections and US scans. Right and left femoral nerve diameters failed to be significantly different in both dogs and cats. US diameter mean values of the femoral nerve were 1.4 +/- 0.2 mm and 1.1 +/- 0.1 mm in cats and dogs respectively. Mean distances between femoral nerve and external iliac artery, using US measurement, were significantly different between cats and dogs (6.2 +/- 1.2 mm vs. 8.5 +/- 1.6 mm). These original anatomical and US approaches of femoral nerve could help the veterinary clinician to identify and localise the femoral nerve within the iliopsoas muscle in order to perform an US-guided femoral nerve anaesthesia in dogs and cats.

KEY WORDS : FEMORAL NERVE, ULTRASONOGRAPHY, ANATOMY, DOG, CAT