

ANESTHESIES DE BLOC ECHO-GUIDEES CHEZ LES BOVINS : DESCRIPTION DE FENETRES ACOUSTIQUES

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

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

par

SANCHO Mathilde
Née le 17/06/1994 à TOULOUSE (31)

Directeur de thèse : M. Renaud MAILLARD

JURY

PRESIDENTE :
Mme Isabelle BERRY

Professeure à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Renaud MAILLARD
M. Giovanni MOGICATO

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

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie - Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, (Emérite) - *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et Économie de la santé animale*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

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

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
Mme **BOHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie- Bactériologie-Pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LHERMIE Guillaume**, *Economie de la santé animale*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales règlementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

CHARGES D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **BOLON Pierrick**, *Production et pathologie aviaire*
M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophthalmologie*
Mme **TOUSSAIN Marion**, *Pathologie des équidés*

ENSEIGNANT DE PREMIERE ANNEE COMMUNE AUX ETUDES VETERINAIRES

- Mme **GAUCHARD Cécile**, *Biologie-écologie-santé*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*
M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

REMERCIEMENTS

A la présidente du jury,

Madame le Professeur Isabelle BERRY

Professeur des Universités

Coordonnateur de département

Médecine Nucléaire – Pôle Imagerie Médicale, Hôpital de Rangueil

*Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,
Hommages respectueux*

Au directeur de thèse,

Monsieur le Docteur Renaud MAILLARD

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie des ruminants

*Qui a accepté d'encadrer cette thèse.
Qu'il trouve ici toute l'expression de ma gratitude,
pour sa disponibilité et son aide tout au long de l'élaboration de ce travail.
Sincères remerciements*

A l'assesseur,

À Monsieur le professeur Giovanni MOGICATO

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie – Imagerie médicale

*Qui m'a fait l'honneur d'accepter le rôle d'assesseur de ce jury de thèse
Sincères remerciements.*

Anesthésies de bloc échoguidées chez les bovins : description de fenêtres acoustiques

Sommaire

Sommaire	8
Liste des figures.....	10
Liste des annexes.....	13
Introduction.....	14
Partie 1 : les blocs échoguidés chez les bovins, une étude bibliographique.....	16
I. Principes de base de l'échographie	18
1. Principe physique de l'échographie	18
a. Propriétés physiques des ultrasons.....	18
b. Comportement des ondes ultrasonores	20
2. Formation de l'image échographique	22
a. Fonctionnement de la sonde échographique	22
b. Traitement du signal sonore	22
c. Principaux artefacts.....	26
3. Choix de la sonde et réglage	29
a. Les différents types de sonde.....	29
b. Réglages pour l'obtention d'une image de bonne qualité	30
II. L'anesthésie de bloc échoguidée en médecine vétérinaire	30
1. Principe de l'anesthésie de bloc et utilisation en médecine des ruminants.....	30
a. Avantages de l'anesthésie loco-régionale chez les bovins.....	30
b. Techniques d'anesthésies loco-régionales.....	31
c. Molécules utilisées pour la réalisation d'une anesthésie de bloc.....	32
2. Avantages de l'anesthésie de bloc par échoguidage	33
3. Règles générales de réalisation d'un bloc échoguidé	35
a. Anatomie des nerfs périphériques.....	35
b. Aspect des nerfs à l'échographie.....	36
c. Visualisation de l'aiguille et du liquide anesthésique	40
III. Blocs échoguidés chez le bovin : étude bibliographique.....	42
1. Bloc épidural caudal	42
2. Bloc paravertébral	44
3. Anesthésie du membre pelvien : nerf sciatique et fémoral.....	48
a. Bloc sciatique.....	49
b. Bloc fémoral	53
4. Bloc du plexus brachial.....	60

5. Blocs des nerfs superficiels de la tête	65
a. Bloc cornual	65
b. Bloc auriculo palpébral	67
c. Bloc infraorbital	68
Partie 2 : étude expérimentale aux hôpitaux de pathologie des ruminants de l'ENVN	70
1. Matériel et méthodes.....	72
a. Animaux.....	72
b. Préparation et contention	72
c. Echographe et sonde.....	73
2. Réalisation des images échographiques périphériques selon les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature	73
a. Espace épidural caudal	73
b. Bloc paravertébral	76
c. Nerf sciatique	80
d. Nerf fémoral	84
e. Ponction atlanto-occipitale	85
Discussion	90
Conclusions.....	94
Bibliographie.....	96
Annexes	100

Liste des figures

Figure 1 : principe physique d'une onde sonore.....	20
Figure 2 : caractéristique des sondes en fonction de leur fréquence (Buckinski 2009).....	21
Figure 3 : comportement des ondes ultra sonores à différentes interfaces.....	22
Figure 4 : schéma des ondes ultrasonores réfléchies par un objet en mouvement (ici des cellules sanguines) lorsqu'il se déplace vers la sonde (A) et lorsqu'il s'en éloigne (B) (Nautrup et Tobias 2005)	25
Figure 5 : représentation Doppler couleur d'un flux rétrograde (artère carotide commune) et d'un flux sanguin antérograde (veine jugulaire) chez un chien.	26
Figure 6 : image de renforcement postérieur au niveau du parenchyme mammaire d'une vache.	27
Figure 7 : image de cône d'ombre au niveau de la plèvre.	28
Figure 8 : images en queues de comètes sur la plèvre	29
Figure 9 : sonde convexe (à gauche) et sonde linéaire (à droite) (Hangiandreou 2003)	29
Figure 10 : neuroanatomie d'un nerf périphérique. (Image d'après Benjamin Cummings, 2009).....	37
Figure 11 : échographie en coupe transversale du nerf médian chez un homme (Marhofer, Greher et Kapral 2005)	38
Figure 12 : échographie en coupe longitudinale du nerf médian chez un homme	39
Figure 13 : image échographique d'un nerf périphérique (flèche blanche) en coupe transversale (a) et en coupe longitudinale (b)	40
Figure 14 : approche in-plane (A) et ou-of-plane (B) et leur image échographique correspondantes, respectivement (C) et (D).	42
Figure 15 : placement de la sonde pour la réalisation d'un bloc épidural échoguidé (A) et images échographiques correspondantes chez une vache (B) et un veau (C).	44
Figure 16: anatomie des nerfs spinaux T13, L1 et L2 respectivement en rouge, bleu et vert. (Grimm et al. 2015).....	45
Figure 17 : schématisation des différents territoires du flanc innervés par les nerfs spinaux T12, T13, L1 et L2.....	46
Figure 18 : schématisation des nerfs spinaux lombaires et positionnement des aiguilles dans le cadre d'un bloc proximal (P) et d'un bloc distal (D) (Grimm et al. 2015)	47
Figure 19 : placement de la sonde pour la visualisation des nerfs spinaux de T13 chez un veau (A) et images échographiques correspondantes (B).	48
Figure 20 : positionnement de l'aiguille selon une approche « out-of-plan » pour un bloc paravertébral sur le nerf spinal T13 © et images échographiques de diffusion du liquide anesthésique autour de celui-ci (D)	49
Figure 21 : innervation du membre pelvien du bœuf.	51
Figure 22 : muscles et nerfs du membre pelvien du bœuf en vue latérale.	52
Figure 23 : positionnement de la sonde afin de visualiser le nerf sciatique (A) et image échographique associée (B).....	53
Figure 24 : innervation du membre pelvien du bœuf.	54
Figure 25 : muscles et nerfs pelviens du bœuf en vue médiale.	56
Figure 26 : schéma du plexus lombosacré et les différentes zones d'injection pour la réalisation d'un bloc fémoral. (De Vlaminck et al. 2013)	57
Figure 27 : positionnement de la sonde afin de visualiser le nerf fémoral (A) et image échographique associée (B).....	58

Figure 28 : positionnement de la sonde et lieu d'insertion de l'aiguille sur un veau en décubitus latéral dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral via une approche paravertébrale dorsale (De Vlamynck et al. 2013).....	59
Figure 29 : image échographique de l'espace intertransverse entre L5 et L6 dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral par approche paravertébrale dorsale chez le veau. (De Vlamynck et al. 2013).....	60
Figure 30 : positionnement de la sonde et lieu d'insertion de l'aiguille sur un veau en décubitus latéral dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral via une approche paravertébrale ventrale. (De Vlamynck et al. 2013)	61
Figure 31 : dissection de la région de l'épaule gauche chez un veau. (Iwamoto et al. 2012).....	62
Figure 32 : artères, veines et nerfs du plexus brachial (Budras et Jahrmärker 2008).....	63
Figure 33 : innervation du membre thoracique chez le bœuf (Budras, Jahrmärker 2008).....	64
Figure 34 : positionnement de la sonde échographique pour la visualisation du plexus brachial (A) chez le veau et images associées (B, C). (Iwamoto et al. 2012)	65
Figure 35 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc cornual chez la vache (Edwards 2001)	67
Figure 36 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc cornual (A) et image associée (D) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)	67
Figure 37 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc auriculo-palpébral chez la vache (Edwards 2001)	68
Figure 38 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc auriculo-palpébral (B) et image associée (E) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)	69
Figure 39 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc infraorbital chez la vache (Edwards 2001) ...	70
Figure 40 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc infraorbital (C) et image associée (F) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)	70
Figure 41 : positionnement de la sonde échographique pour l'imagerie de l'espace sacrococcygien sur la vache 20-631. (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure).....	75
Figure 42 : image échographique de l'espace sacrococcygien chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure).....	76
Figure 43 : image échographique de l'espace sacrococcygien chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	77
Figure 44 : marqueurs anatomiques du flanc gauche (A) et positionnement de la sonde (B) chez la vache 20-631 pour la visualisation des nerfs de spinaux de L1 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure).....	79
Figure 45 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de L1, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (A) et au niveau du flanc droit chez le veau 20-575 (B) (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	80
Figure 46 : positionnement des marqueurs anatomiques de la cuisse droite des veaux 20-575 (à gauche) et 20-609 (à droite) pour l'échographie du nerf sciatique (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure).....	81
Figure 47 : positionnement de la sonde échographique pour la visualisation du nerf sciatique chez le veau (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	82
Figure 48 : image échographique du nerf sciatique gauche chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	83
Figure 49 : image échographique du nerf sciatique gauche chez le veau 20-906 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	84
Figure 50 : positionnement des marqueurs anatomiques chez le veau 20-575 pour l'échographie de l'espace intertransverse L6-L5 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure).....	85

Figure 51 : image échographique de l'espace intertransverse L5 et L6 droit chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteur)	86
Figure 52 : marqueurs anatomiques et positionnement de la sonde pour l'échographie de l'espace atlanto-occipital en coupe longitudinale chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteur)	88
Figure 53 : image échographique de la citerne cerebello-medullaire en coupe transversale (en haut) et en coupe longitudinale (en bas) sur la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteur).....	89

Liste des annexes

Annexe 1 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de T13, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)	100
Annexe 2 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de L2, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure) .	101
Annexe 3 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de T13, au niveau du flanc droit chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure) .	102

Introduction

Les techniques d'anesthésies loco-régionales sont usuellement employées en médecine des bovins à des fins chirurgicales ou obstétricales. En effet, ces techniques, en plus d'être intéressantes d'un point de vue économique, prodiguent une analgésie adéquate tout en réduisant les risques liés à l'anesthésie générale : notamment, la position de décubitus latéral liée à une telle anesthésie entraîne fréquemment des météorisations pouvant provoquer des insuffisances respiratoires mortelles, mais également des pneumonies par fausse déglutition (soit de contenu ruminal soit de salive). Parmi les techniques les plus couramment utilisées, nous pouvons citer les anesthésies épidurales et les anesthésies de bloc dont le principe repose sur l'injection de liquide anesthésique respectivement dans le canal vertébral et dans l'environnement proche du nerf ciblé. Ces techniques étant réalisées à l'aveugle avec palpation de marqueurs anatomiques spécifiques, leur taux de réussite est variable d'un opérateur à un autre, fonction de leurs compétences et de leur expérience, mais aussi variable d'un animal à un autre, du fait des variations de conformation anatomique individuelle. L'échoguidage permet d'améliorer ces techniques par visualisation directe des nerfs ciblés : son utilisation est de plus en plus normalisée en médecine humaine (Marhofer et al. 2010, part. 1 et 2). En médecine des carnivores domestiques, des études récentes ont décrit des fenêtres acoustiques pour la réalisation de blocs échoguidés chez le chien et le chat, et tendent à démontrer leur efficacité et leur utilité clinique. (Campoy et al. 2010 ; Akasaka, Shimizu 2017 ; Echeverry et al. 2010 ; Shilo et al. 2010)

Quelques techniques de bloc échoguidés ont été étudiées chez les bovins via des études préliminaires afin de déterminer des fenêtres acoustiques, d'évaluer leur efficacité et de la comparer aux techniques à l'aveugle. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016 ; Re et al. 2014 ; De Vlamynck et al. 2013 ; Iwamoto et al. 2012; Kramer et al. 2014 ; Re et al. 2016) Des sondes linéaires de fréquence comprise entre 5 et 10 MHz sont utilisées. Or, de nombreuses cliniques vétérinaires avec une activité rurale possèdent ce genre de sonde, car elle est usuellement utilisée pour les suivis de reproduction.

Cette étude a pour objectif de réaliser des clichés des nerfs d'intérêts en utilisant les fenêtres acoustiques préalablement décrites dans la littérature. L'intérêt est de vérifier si la visualisation des nerfs par échographie est aisée et réalisable sur le terrain. Dans une première partie, nous étudierons le principe de l'échographie ainsi que celui de l'échoguidage dans la réalisation des blocs nerveux. Nous verrons également quels sont les blocs réalisables chez les bovins et quelles fenêtres acoustiques ont été décrites dans la littérature. Enfin, nous présenterons les clichés réalisés sur les animaux hospitalisés à l'ENVT et discuterons de leur faisabilité sur le terrain.

Partie 1 : les blocs échoguidés chez les bovins, une étude bibliographique

I. Principes de base de l'échographie

1. Principe physique de l'échographie

a. Propriétés physiques des ultrasons

L'échographie repose sur les principes physiques du son, et plus particulièrement des ultrasons.

Le son est une onde mécanique, c'est-à-dire un **phénomène de propagation d'une perturbation dans un milieu, sans transport de matière mais avec transfert d'énergie.**

Dans le cas d'une onde sonore, la perturbation en cause est une variation de pression des particules du milieu autour de leur point d'équilibre, selon le schéma suivant [Hangiandreou 2003] (*Figure 1*) :

- Une couche de particules en surpression se comprime, diminuant ainsi son volume ;
- Cette couche de particules retrouve ensuite sa valeur de pression initiale et se détend : elle comprime ainsi la couche de particules voisine et transmet la surpression ;
- L'onde continue à se propager via ce mécanisme, induisant dans le milieu des bandes de compression et de raréfaction. (Hall, Clarke et Trim 2001)

L'onde sonore possède trois caractéristiques (Blond et Buczinski 2009):

- La **longueur d'onde** (λ) : c'est la distance parcourue par l'onde pendant un cycle. Elle s'exprime en millimètres (mm). Plus la longueur d'onde est petite, meilleure est la résolution de l'image.
- La **fréquence** (F) : c'est le nombre de fois que l'onde est répétée (= *nombre de cycles*) par seconde. Elle s'exprime en hertz. Un ultrason est une onde sonore dont la fréquence est de plus de 20 000 Hz, il est inaudible pour l'oreille humaine qui capte des ondes sonores de fréquences allant de 20 à 20 000 Hz.
- La **vélocité** (c) : vitesse de l'onde sonore dans le milieu. Elle s'exprime en m/s et est reliée à la longueur d'onde et la fréquence par la relation suivante :

$$c = \lambda \times f$$

(Herring et Bjornton, 1985)

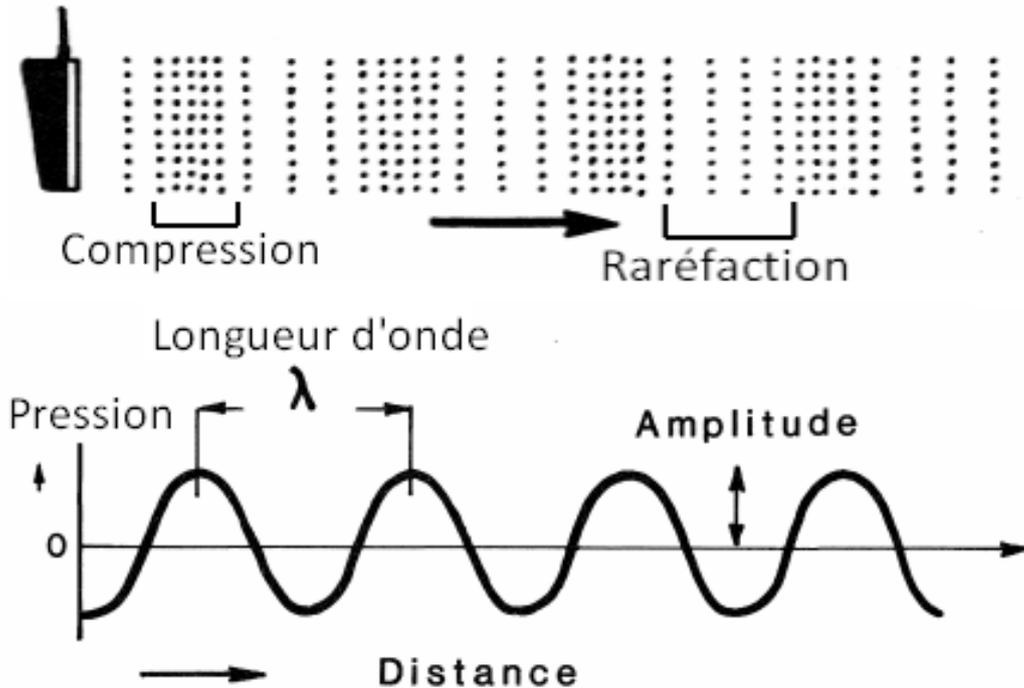


Figure 1 : principe physique d'une onde sonore.

C'est une propagation de phases de décompression et raréfaction des particules dans un milieu. La longueur d'onde représente la distance parcourue par une onde pendant un cycle. (Herring et Bjornton 1985)

On considère que la vitesse dans les tissus mous est constante (1540 m/s). En conséquence, la fréquence et la longueur d'onde sont inversement proportionnelles. En sélectionnant une fréquence, il est alors aisé de calculer la longueur d'onde associée. (Nyland et Matton 1995)

Ainsi, un ultrason avec une basse fréquence aura une longueur d'onde élevée et permettra l'observation de structures profondes. A contrario, utiliser des fréquences plus hautes réduit la longueur d'onde de l'ultrason : la résolution de l'image en est améliorée, mais les ultrasons s'atténuent plus rapidement et ne permettent pas d'observer les structures profondes. (Figure 2)

En conclusion, pour une résolution optimale, le compromis est d'utiliser la fréquence la plus haute compatible avec l'observation des structures anatomiques à la profondeur choisie. (Blond et Buczinski 2009)

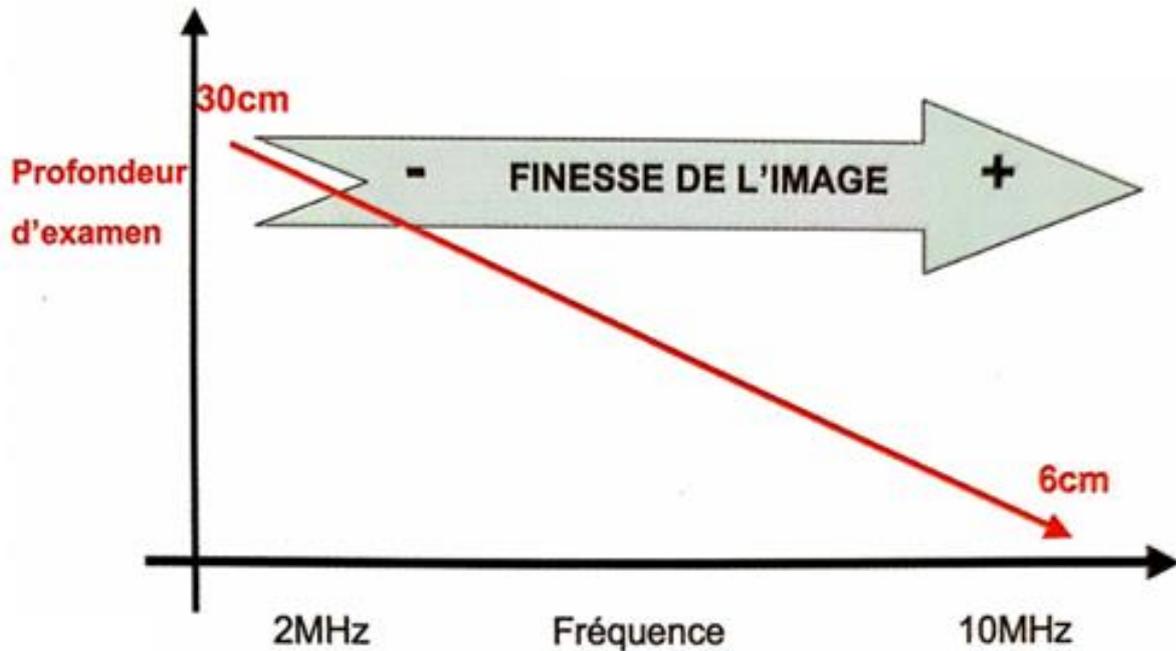


Figure 2 : caractéristique des sondes en fonction de leur fréquence (Buckinski 2009)

b. Comportement des ondes ultrasonores

Chaque milieu est caractérisé par une impédance acoustique Z : elle représente la capacité du milieu à laisser passer les ultrasons. L'impédance de l'air est faible ($410 \text{ kg.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$), celle de l'os élevée ($780.10^4 \text{ kg.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) et celle des tissus mous intermédiaire (entre 138.10^4 et $170.10^4 \text{ kg.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). La limite entre deux milieux d'impédance différente est appelée : interface acoustique. (Nyland et Matton 1995)

Le comportement des ondes ultrasonores à l'interface entre deux tissus permet la formation de l'image échographique.

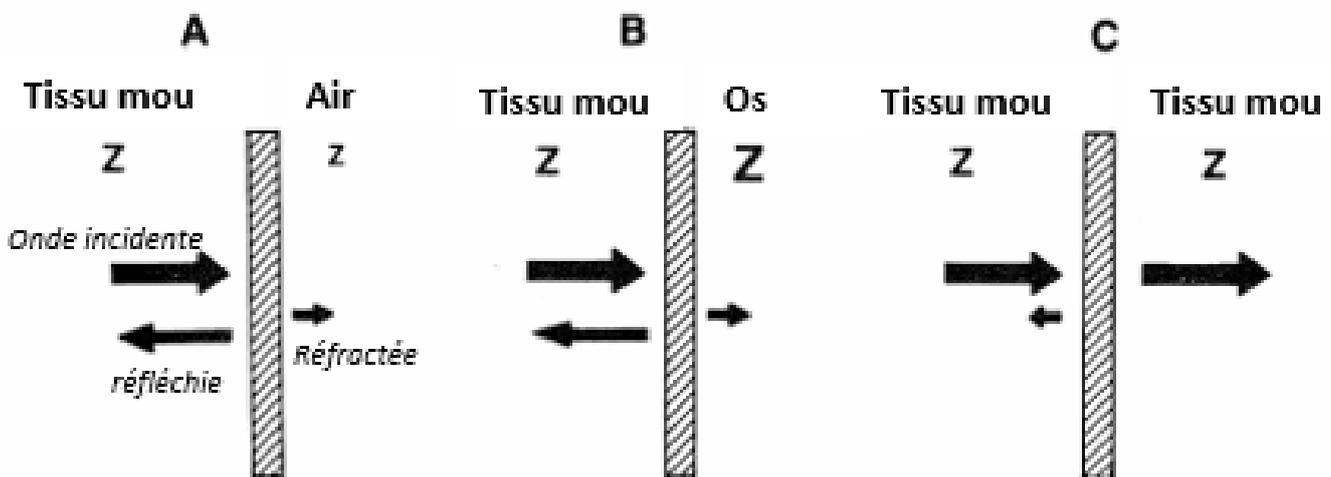
Réflexion et réfraction : lorsque les ondes ultrasonores arrivent à l'interface entre deux tissus, une partie des ondes est réfléchie, tandis que l'autre partie est réfractée.

- Les ondes réfléchies retournent vers la sonde réceptrice et seront à l'origine d'une image échographique en noir et blanc : si la majorité des rayons est réfléchie, l'image sera proche du blanc (image hyperéchogène, comme l'air ou les os) ; à contrario, si aucune onde n'est réfléchie, aucune information n'est

transmise au récepteur et l'image sera noire (image anéchogène, comme les liquides). A noter que, pour que les ondes retournent à la sonde, il faut que le faisceau arrive perpendiculairement à l'interface. (Buczinski 2009)

- Les ondes réfractées, quant à elles, continuent leur route plus en profondeur, jusqu'à rencontrer une autre interface, permettant la visualisation des tissus plus en profondeur.

Plus la différence d'impédance entre les milieux est élevée, plus les ondes ultrasonores seront réfléchies. (Hangiandreou 2003) (Figure 3)



**Figure 3 : comportement des ondes ultra sonores à différentes interfaces.
Plus la différence d'impédance entre deux milieux est grande, plus les échos sont réfléchis.
Les flèches représentent les ondes sonores. (Herring, Bjornton 1985)**

Autres comportements des ondes ultrasonores :

- La **dispersion** : c'est un phénomène observé lorsque les ondes ultrasonores rencontrent une surface irrégulière ou des particules très fines. Il donne un aspect en grain, correspondant au parenchyme des tissus. Ce phénomène de dispersion augmente avec la fréquence des ondes, et permet une meilleure résolution des parenchyms.

- **L'atténuation** : c'est la perte d'énergie des ondes ultrasonores à la traversée des tissus. Elle est plus marquée pour les ondes à haute fréquence, ce qui explique une faible profondeur d'exploration à ces fréquences.

2. Formation de l'image échographique

a. Fonctionnement de la sonde échographique

Une sonde échographique (encore appelée transducteur) est composée de cristaux piézo-électriques : ils permettent de transformer une énergie mécanique (ici, les ultrasons) en énergie électrique et vice-versa. La sonde est à la fois réceptrice et émettrice d'ultrasons.

Les cristaux de la sonde sont soumis à un courant alternatif : ils se déforment et émettent un faisceau d'ultrason. Ce faisceau d'ultrasons traverse l'animal, puis revient à la sonde (grâce aux effets de réflexion et de dispersion vus précédemment) : les cristaux se chargent alors et émettent un courant alternatif. L'appareil échographique transforme enfin ce courant en signal permettant la formation de l'image. (Buczinski 2009)

b. Traitement du signal sonore

Le signal sonore peut être traité de 3 façons : le mode bidimensionnel, le mode temps-mouvement et le mode Doppler. Nous développerons ici uniquement le mode bidimensionnel et le mode Doppler car ce sont ceux utilisés pour l'échographie des nerfs périphériques.

Le **mode bidimensionnel** est le plus utilisé en échographie. Le principe en est le suivant (Blond et Buczinski 2009) :

- La sonde émet un faisceau d'ondes ultrasonores qui se réfléchissent au fur et à mesure des interfaces d'impédance différente rencontrés, comme vu précédemment.
- L'échographe mesure le temps que mettent les ondes à revenir à la sonde et le transforme en distance. Il place alors, pour chaque onde ultrasonore, un point sur l'écran : plus le temps d'émission-réception de l'onde est grand, plus le point

à l'écran sera bas. L'addition de tous ces points donne une image échographique.

- Enfin, la brillance des différents points dépend de l'amplitude de l'onde sonore correspondante.

Ce mode permet d'obtenir des images en coupe des structures anatomiques étudiées en temps réel. En faisant varier la position de la sonde sur l'animal, on obtient différentes images en coupe. Les variances de gris sur l'écran sont décrites en termes d'échogénicité, allant du noir (image hyperéchogène où la plupart des rayons sont réfléchis) au blanc (image hypoéchogène où la plupart des rayons sont réfractés).

Le **mode Doppler** permet de différencier les vaisseaux sanguins d'autres structures tubulaires non vasculaires, de différencier veines et artères et de localiser des zones de flux turbulent. Dans le cas d'échographie de nerfs périphériques, il est notamment intéressant de l'utiliser afin de localiser les vaisseaux. En effet, la connaissance de l'anatomie et de la topographie est souvent nécessaire pour l'écho-identification des nerfs périphériques, car certains muscles et vaisseaux sont utilisés comme marqueurs anatomiques afin de les localiser. Ainsi, repérer les vaisseaux dits marqueurs anatomiques avec le mode Doppler, permet de faciliter l'identification de certains nerfs périphériques : par exemple, l'artère et la veine axillaires sont utilisés comme marqueurs anatomiques dans l'échographie du plexus brachial, car elles encadrent celui-ci ; de même, l'artère fémorale ayant la même course que le nerf fémoral, elle est utilisée comme marqueur anatomique. (Bianchi 2008)

Tandis que le mode bidimensionnel repose sur la réflexion des ultrasons à la frontière entre les tissus, l'échographie Doppler repose sur la dispersion des ultrasons au contact des globules rouges. Lorsque le faisceau d'ultrason rencontre un objet en mouvement – les globules rouges dans notre cas – les échos renvoyés à la sonde ont une fréquence différente des ultrasons émis. Plus la vitesse de l'objet en mouvement est grande, plus la différence de fréquence sera grande. (Nautrup et Tobias 2005)

Lorsque les globules rouges se rapprochent de la sonde, la fréquence renvoyée est plus élevée que la fréquence émise ; lorsqu'ils s'en éloignent, la fréquence renvoyée sera plus basse que celle émise. Cette différence de fréquence entre celle

émise et celle renvoyée est enregistrée et s'appelle le « Doppler shift ». Si le Doppler shift est positif, cela signifie que le flux sanguin va en direction de la sonde ; s'il est négatif, c'est qu'il s'en éloigne. (Nautrup et Tobias 2005) (Figure 4)

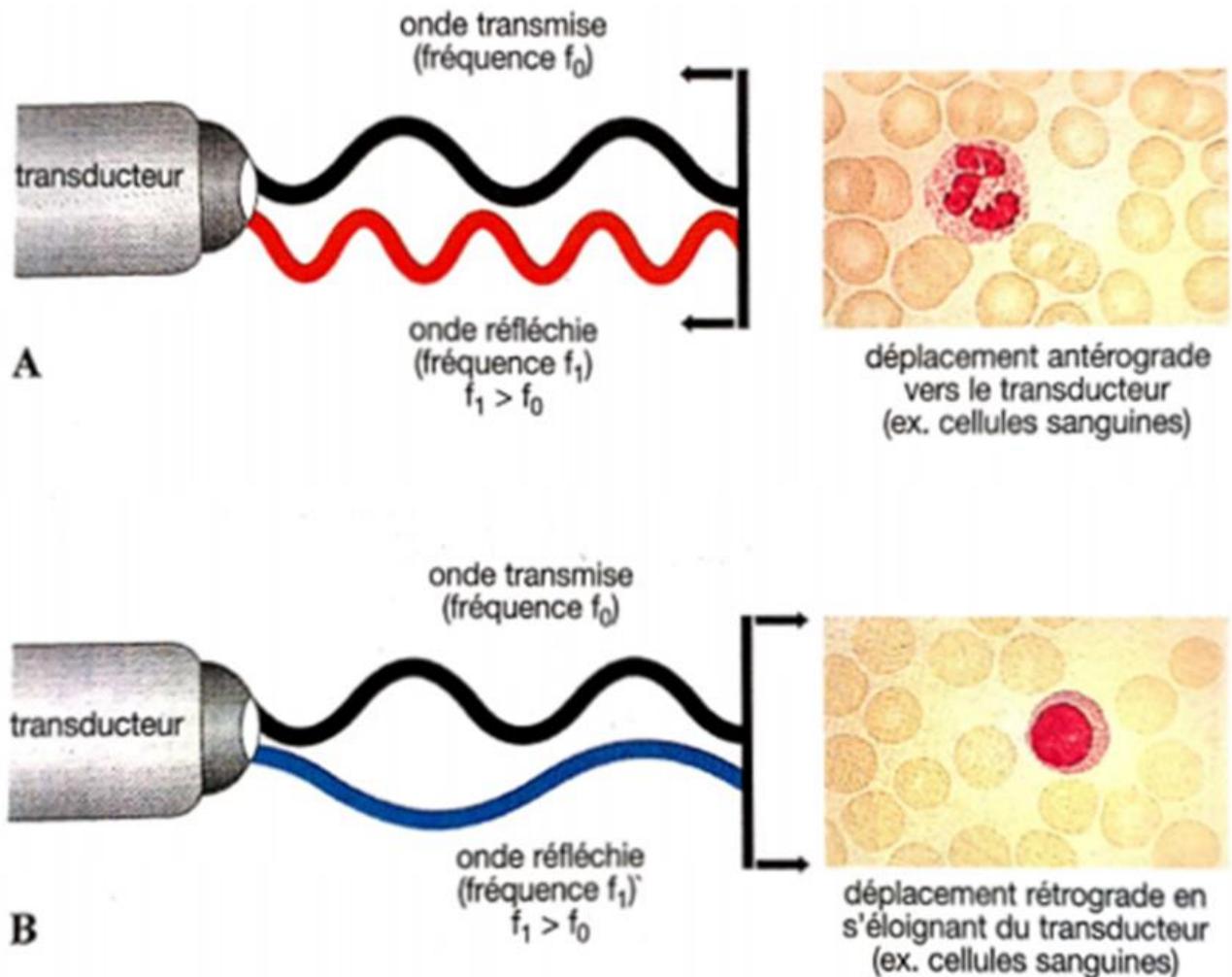
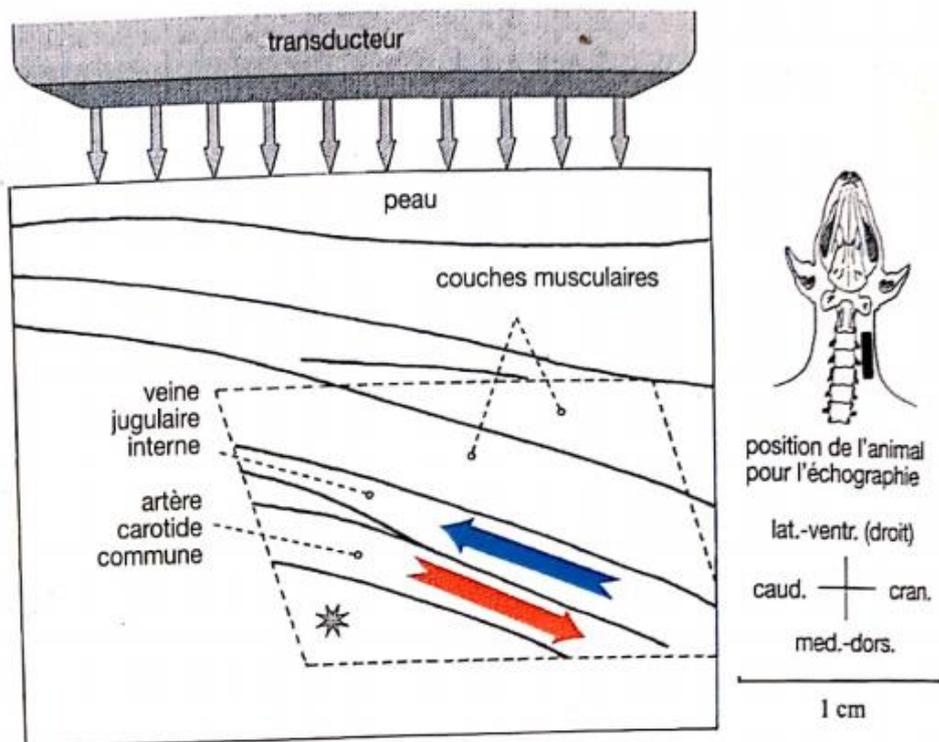


Figure 4 : schéma des ondes ultrasonores réfléchies par un objet en mouvement (ici des cellules sanguines) lorsqu'il se déplace vers la sonde (A) et lorsqu'il s'en éloigne (B) (Nautrup et Tobias 2005)

Le Doppler shift est représenté à l'écran par une courbe de vitesse ou une échelle de couleur. Un flux rapprochant est généralement représenté en rouge tandis qu'un flux s'éloignant est généralement représenté en bleu. Plus la couleur est claire, plus la vitesse est importante. (Figure 5)



* Le carré en pointillés représente la zone dans laquelle le flux sanguin est représenté par le Doppler couleur

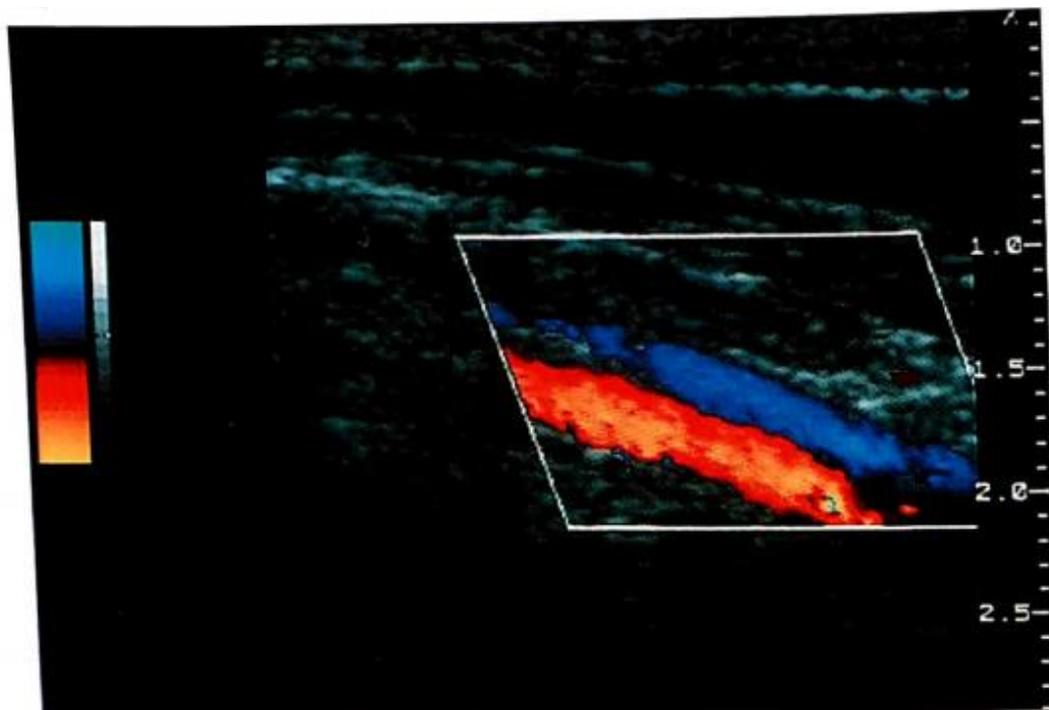


Figure 5 : représentation Doppler couleur d'un flux rétrograde (artère carotide commune) et d'un flux sanguin antérograde (veine jugulaire) chez un chien. (Nautrup et Tobias 2005)

c. Principaux artefacts

Les artefacts sont des comportements des ultrasons qui ne reflètent pas la réalité de l'organisme. Alors que certains peuvent induire en erreur, d'autres peuvent aider à repérer certains tissus/organes et à poser un diagnostic. Il est donc nécessaire de savoir les reconnaître. (Blond et Buczinski 2009) Nous ne décrivons ici que les principaux.

Le **renforcement postérieur** (Figure 6) est un artefact qui se produit en présence d'une structure liquidienne (d'aspect anéchogène). Les ultrasons qui traversent une telle structure ne sont pas atténués, contrairement à ceux traversant les tissus adjacents. Ainsi, le tissu présent sous la structure liquidienne reçoit des ultrasons beaucoup plus importants que les tissus présents autour. Le résultat en est une partie hyperéchogène sous la structure liquidienne.



Figure 6 : image de renforcement postérieur au niveau du parenchyme mammaire d'une vache. Le lait (L) absorbe peu les ultrasons, les tissus adjacents apparaissent alors plus échogènes (Buczinski 2009)

Le **cône d'ombre** (Figure 7) est un artefact qui se produit lorsque les ultrasons traversent deux milieux d'impédance acoustique très différente, comme tissu mou/gaz ou tissu mou/élément dur (os, calcul, tissu fibrosé...). En effet, la différence d'impédance étant très grande entre les deux milieux, la réflexion des ultrasons à ce niveau est donc maximale. Il en résulte une zone anéchogène sous l'interface.

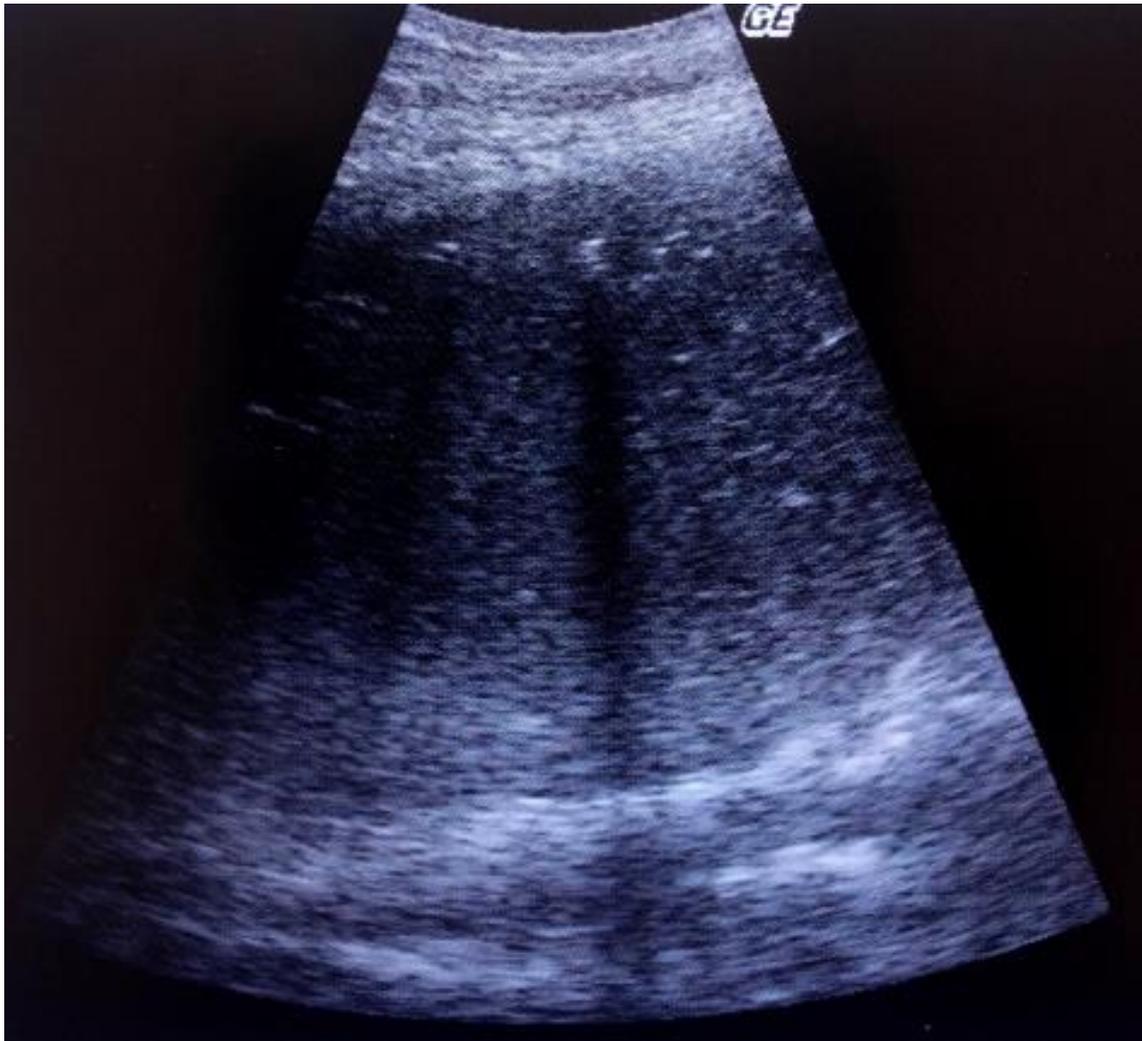


Figure 7 : image de cône d'ombre au niveau de la plèvre.

Dans le cas d'une pleurésie exsudative, les calcifications qui se forment absorbent tous les ultrasons. Les tissus situés distalement à ces points apparaissent alors anéchogènes.

(Buczinski 2009)

L'**artefact de réverbération** apparaît comme une série de lignes hyperéchogènes, équidistantes et qui s'atténuent progressivement. Elles sont dues aux allers-retours du faisceau d'ultrasons entre deux surfaces très réfléchives ou une surface réfléchive et la

sonde, avant d'être réfléchi vers la sonde. Le contact entre la peau et la sonde peut provoquer cet artefact.

Si les structures réfléchissantes sont petites (comme des bulles de gaz), l'artefact est appelé « **queue de comète** » (*Figure 8*). Il apparaît comme une succession de lignes hyperéchogènes, étroites et très rapprochées.



Figure 8 : images en queues de comètes sur la plèvre
Celles-ci sont dues à des irrégularités pleurales. (Buczinski 2009)

L'**image en miroir**, enfin, se produit lorsque les ondes ultrasonores traversent une interface très réfléchissante (telle que le diaphragme ou les trayons) qui dévie le trajet du faisceau. Les ondes reviennent ainsi à la sonde avec un retard et les structures en question apparaissent de l'autre côté de cette interface, en miroir.

3. Choix de la sonde et réglage

a. Les différents types de sonde

Les sondes les plus utilisées en médecine bovine sont la sonde linéaire et la sonde convexe. (Figure 9) La différence réside en l'agencement des cristaux piézo-électriques à l'intérieur de la sonde.

Dans la **sonde convexe**, les cristaux sont arrangés en plusieurs lignes courbes, permettant ainsi un champ d'exploration triangulaire. Le champ de vision est élargi et approfondi, bien que la résolution soit moins bonne et permet ainsi d'explorer des structures épaisses ou profondes.

Dans la **sonde linéaire**, les multiples cristaux piézo-électriques sont arrangés en ligne, permettant ainsi un champ d'exploration rectangulaire. Elle offre des fréquences élevées et une meilleure résolution. Cependant, son champ de vision est réduit et peu profond. Elle est donc principalement utilisée pour l'exploration de structures superficielles.

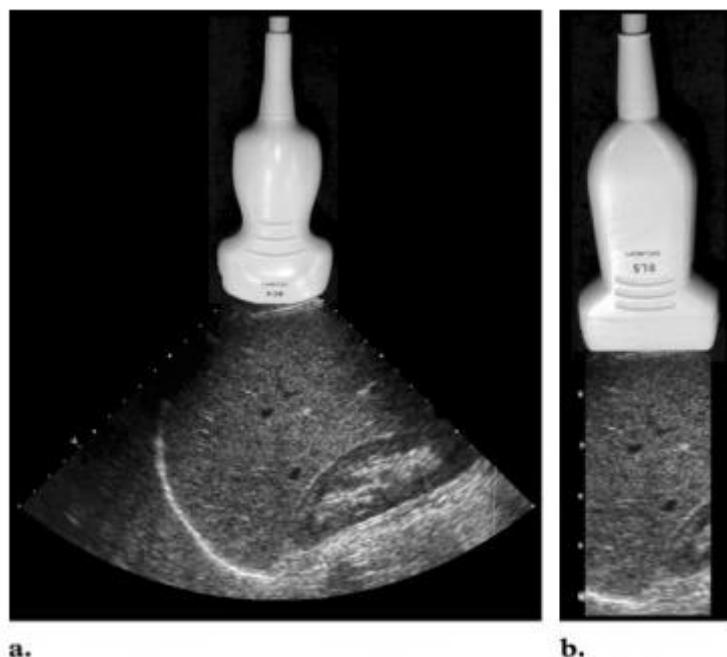


Figure 9 : sonde convexe (à gauche) et sonde linéaire (à droite) (Hangiandreou 2003)

b. Réglages pour l'obtention d'une image de bonne qualité

Plusieurs paramètres permettent de modifier la qualité de l'image :

- La **profondeur** : bien que la profondeur d'exploration soit conditionnée par la fréquence de la sonde utilisée, régler la profondeur permet de zoomer sur une zone d'intérêt.
- La **focalisation** : elle permet d'augmenter la résolution de l'image sur la zone d'intérêt.
- Le **gain** : il permet d'amplifier les signaux électriques. Augmenter le gain permet s'augmenter la brillance de l'image.
- Les **filtres** : ils permettent d'obtenir une image échographique plus lisible en éliminant les signaux parasites.
- La **brillance** : elle permet de contrôler la quantité de lumière sur l'image échographique.

II. L'anesthésie de bloc échoguidée en médecine vétérinaire

1. Principe de l'anesthésie de bloc et utilisation en médecine des ruminants

a. Avantages de l'anesthésie loco-régionale chez les bovins

Chez les bovins, il est d'usage d'avoir recours à l'anesthésie loco-régionale : elle a en effet l'avantage d'être facilement réalisable et d'être intéressante d'un point de vue économique, du fait du prix peu élevé des molécules utilisées et de l'utilisation de peu de matériel. Autre point intéressant, elle permet également d'éviter certaines complications liées à l'anesthésie générale, tout en garantissant une analgésie de la partie du corps ciblée.

En outre, l'anesthésie loco-régionale permet de conserver l'animal en station debout. Chez les bovins, une position de décubitus latéral prolongée liée à une anesthésie peut provoquer certaines complications, à savoir des pneumonies par fausses déglutitions (des régurgitations du contenu ruminal, mais aussi de l'hypersalivation qui est assez fréquemment observée chez les bovins anesthésiés), une météorisation (pouvant provoquer des insuffisances respiratoires mortelles) et des

complications musculo-nerveuses (lésions de compression, myosites...). (Bonal et al. 1993 ; Seddighi et Doherty 2016)

Ainsi, l'utilisation de techniques d'anesthésies loco-régionales chez les bovins permet une analgésie adéquate de la partie du corps concernée, tout en s'affranchissant des désagréments liés à une anesthésie générale, dont un risque plus faible de toxicité aux produit anesthésiques, besoin de moins d'équipement, mais aussi de diminuer les risques liés à la position de décubitus. Attention cependant, l'anesthésie loco-régionale ne permet qu'une analgésie locale et non pas une sédation de l'animal. Les bovins n'étant pas toujours coopératifs et la contention pouvant s'avérer parfois difficile, une sédation peut donc s'avérer nécessaire en complément afin de tranquilliser l'animal et d'assurer immobilité et sécurité. (Brock 1997)

b. Techniques d'anesthésies loco-régionales

Le principe même de l'anesthésie loco-régionale est l'interruption de la conduction nerveuse périphérique par injection d'une solution anesthésique. La diffusion de l'agent anesthésique autour du nerf résulte en l'interruption de la propagation du flux nerveux et, par extension, la désensibilisation des territoires innervés correspondants. Il est donc indispensable de déposer le liquide au plus près du nerf. (Edwards 2001) Parmi les techniques d'anesthésie loco-régionales les plus couramment utilisées chez les bovins, nous retrouvons les techniques suivantes (Hall, Clarke et Trim 2001):

- **L'anesthésie par infiltration** : elle consiste en l'injection d'un anesthésique dans les tissus du site chirurgical afin de bloquer les terminaisons sensibles ou la transmission de l'influx nerveux ;
- **L'anesthésie par conduction** (ou anesthésie de bloc) : elle consiste en l'injection périneurale de l'anesthésique sur le trajet d'un ou plusieurs nerfs afin d'en bloquer la transmission de l'influx nerveux.
- **L'anesthésie épidurale** : la solution anesthésique est injectée dans le canal vertébral.
- **L'anesthésie régionale intraveineuse** : la solution anesthésique est injectée dans une veine superficielle (des membres notamment), sous garrot.

Les techniques qui nous intéressent dans cette étude sont l'anesthésie par conduction et les anesthésies épidurales. En effet, comme vu précédemment, le but de ces techniques est d'injecter un liquide anesthésique au proche d'un nerf ou dans un canal vertébral afin de le désensibiliser : elles demandent ainsi une bonne connaissance des structures anatomiques des régions concernées. (Edwards 2001) La difficulté de ces techniques réside dans la difficulté d'identifier les marqueurs anatomiques, la variabilité interindividuelle des trajets des nerfs mais aussi le risque d'injecter le produit anesthésique dans une autre structure. A l'aveugle, il est difficile de savoir où exactement le produit anesthésique est injecté, rendant le taux de réussite d'une telle technique incertain. (Re et al. 2014) En médecine humaine, afin d'améliorer leur taux de réussite, les anesthésies par conduction sont réalisées avec électrostimulation et, plus récemment, avec échoguidage. Il s'est avéré que les blocs échoguidés sont réalisés plus rapidement et confèrent une meilleure analgésie que ceux réalisés uniquement par échoguidage (Marhofer, Greher, Kapral 2005), (Williams et al. 2003), (Chan et al. 2007) De nombreuses techniques de blocs échoguidés ont d'ailleurs été décrites en médecine humaines (Kumar, Gentry et Arora, 2007 ; Marhofer, Greher et Kapral 2005)

Les techniques actuellement réalisées à l'aveugle couramment utilisées et potentiellement améliorables par des techniques d'échoguidage sont listées ci-dessous (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016):

- **Anesthésie des nerfs superficiels de la tête** : analgésie de la corne, du nez ou de la région palpébrale ;
- **Anesthésies paravertébrales** : désensibilisation des nerfs spinaux pour l'analgésie du flanc dans le cadre de laparotomies ou pour l'analgésie du train-arrière dans le cadre d'opération obstétricales ;
- **Anesthésie épidurale** : analgésie de l'arrière-train.

c. Molécules utilisées pour la réalisation d'une anesthésie de bloc

Un certain nombre d'agents anesthésiques peuvent être utilisés pour la réalisation des anesthésies loco-régionales. Leur mode d'action repose sur l'inhibition de l'ouverture des canaux sodiques et sur le blocage de la transmission de l'influx

nerveux. Les molécules utilisables sont détaillées ci-dessous (Hall, Clarke et Trim 2001) :

La **lidocaïne** est la molécule la plus couramment utilisée dans les anesthésies loco-régionales chez les bovins. Elle possède un délai d'action court, une durée d'action comprise entre 90 et 180 minutes et une bonne efficacité.

La **mépipivacaïne** est très proche de la lidocaïne, bien que moins toxique. Elle surtout utilisée en médecine équine pour le diagnostic des boiteries.

La **bupivacaïne** a un délai d'action plus long que la lidocaïne. En revanche, sa durée est d'action est deux fois plus longue et son efficacité meilleure. Attention cependant, elle est très toxique si injectée en intraveineux. Aucune spécialité vétérinaire en France ne contient de la bupivacaïne.

Enfin, la **procaïne** est la seule molécule pour anesthésie locorégionale en France à disposer de l'AMM pour bovin destinés à la consommation humaine et à posséder un temps d'attente nul. Son délai d'action est plus long que la lidocaïne (entre 5 et 10 minutes) et sa durée d'action est plus courte (entre 30 et 60 minutes).

Enfin, il est possible de rajouter un vasoconstricteur comme **l'épinéphrine** à l'anesthésique local afin d'augmenter son efficacité, de prolonger sa durée d'action et de réduire sa toxicité. (Brock 1997)

2. Avantages de l'anesthésie de bloc par échoguidage

L'avantage principal de l'échoguidage dans l'anesthésie de bloc est la visualisation directe du nerf et des structures anatomiques qui lui sont adjacentes. En effet, la réalisation des blocs à l'aveugle use de marqueurs anatomiques afin d'évaluer la localisation du nerf et l'endroit où le liquide anesthésique doit être injecté. Cependant, ces marqueurs anatomiques sont parfois difficiles à appréhender, notamment si l'animal présente de l'embonpoint, une masse musculaire importante, des malformations osseuses, etc. De plus, les variabilités anatomiques individuelles font que le trajet des nerfs n'est pas toujours celui imaginé. Ce sont tous ces facteurs qui rendent le taux de réussite des blocs incertains lorsqu'ils sont réalisés à l'aveugle. Bien que les connaissances anatomiques soient nécessaires, l'échoguidage permet de s'affranchir de ces variations par une visualisation directe du nerf ou de ses structures

adjacentes qui permettent plus aisément de l'identifier. Enfin, l'échographie permet également de visualiser d'éventuels vaisseaux sanguins et donc d'éviter l'injection accidentelle de produit à l'intérieur. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

En plus de la visualisation du nerf, l'objectif principal de l'échoguidage est de pouvoir suivre la propagation du liquide anesthésique pendant son injection. Ainsi, le manipulateur peut être sûr de l'endroit où le liquide se diffuse (l'objectif étant autour du nerf) et peut, au besoin, corriger la position de l'aiguille, augmentant ainsi les chances de réussite du bloc. (Kumar, Gentry et Arora 2007)

Lorsque les blocs sont réalisés à l'aveugle, de gros volumes anesthésiques sont utilisés afin d'être sûr que celui-ci entre en contact avec le nerf voulu. Visualiser directement le nerf permet en outre d'être plus précis sur l'endroit où le liquide anesthésique est injecté, à savoir au plus près du nerf. De plus faibles volumes peuvent ainsi être administrés. Chez l'homme, de nombreuses études ont permis de déterminer la dose minimale efficace pour la réalisation des différents blocs régionaux. (P. Marhofer et al. 2010) Pour certains blocs, il a été notamment démontré que ces doses minimales efficaces sont significativement réduites par rapport aux doses utilisées lors de réalisation d'un bloc à l'aveugle (Marhofer, Wallner et Kapral, 2005) : par exemple, l'échoguidage avec utilisation de ropivacaine comme solution anesthésique permet de diviser la dose par quatre pour un bloc interscalénique (Riazi et al. 2008) et par deux pour un bloc fémoral (Marhofer, Wallner et Kapral, 2005). Peu d'études ont été réalisées ce jour chez le bovin à ce sujet ; cependant, des auteurs ont démontré que, pour la réalisation d'un bloc paravertébral, la moitié de la dose utilisée à l'aveugle suffisait à produire les mêmes effets par échoguidage. (Re et al. 2016)

De manière générale, il a été démontré en médecine humaine que les blocs échoguidés étaient plus efficaces que les blocs réalisés à l'aveugle ou uniquement avec électrostimulation. En effet, pour des doses moindres, l'analgésie de la région concernée est meilleure et dure plus longtemps. De plus, le délai d'action est raccourci. (Marhofer, Greher, Kapral 2005), (Williams et al. 2003 ; Chan et al. 2007 ; Marhofer, Schriigendorfer et Kapral 2007). Fort de ces avantages et dans l'optique d'une optimisation de l'analgésie en anesthésie des carnivores domestiques, de récentes études ont été réalisées chez le chien et le chat. Des études anatomiques et

descriptives ont notamment permis de définir des fenêtres acoustiques d'intérêt clinique pour la réalisation de bloc nerveux du bras (bloc du plexus brachial) ou de la jambe (bloc fémoral et bloc sciatique) et d'en démontrer l'efficacité. (Campoy et al. 2010 ; Echeverry et al. 2010 ; Shilo et al. 2010 ; Echeverry et al. 2012 ; Haro et al. 2012). Il a notamment été démontré dans une récente étude que la réalisation d'un bloc du plexus brachial chez le chien était plus efficace (délai d'action raccourci et temps d'analgésie rallongé) avec échoguidage plutôt qu'avec électrostimulation (technique actuellement employée pour la réalisation de blocs nerveux en médecine des carnivores domestique). (Akasaka, Shimizu 2017)

3. Règles générales de réalisation d'un bloc échoguidé

a. Anatomie des nerfs périphériques

Les nerfs périphériques sont constitués majoritairement de fibres nerveuses myélinisées. Ces dites fibres nerveuses sont elle-même constituées d'axones, entourés par des gaines de myéline et des cellules de Schwann et sont recouvertes par l'endonèvre, un fin réseau de fibres de collagène.

Les fibres nerveuses se regroupent en faisceaux nerveux, en fonction d'une origine ou d'une destination commune. La taille et le nombre de faisceaux nerveux dans un nerf périphérique est très variable et dépend de la taille, la location et le type de nerf en question. Chaque faisceau nerveux est recouvert par une fine gaine conjonctive appelée le périnèvre. Celle-ci est continue, de l'origine apparente à la terminaison du nerf. Enfin, les faisceaux sont rassemblés par un tissu conjonctif appelé l'épinèvre, qui se densifie à la périphérie des nerfs et dans lequel on retrouve des vaisseaux sanguins. (Koop et Tadi 2020) (*Figure 10*)

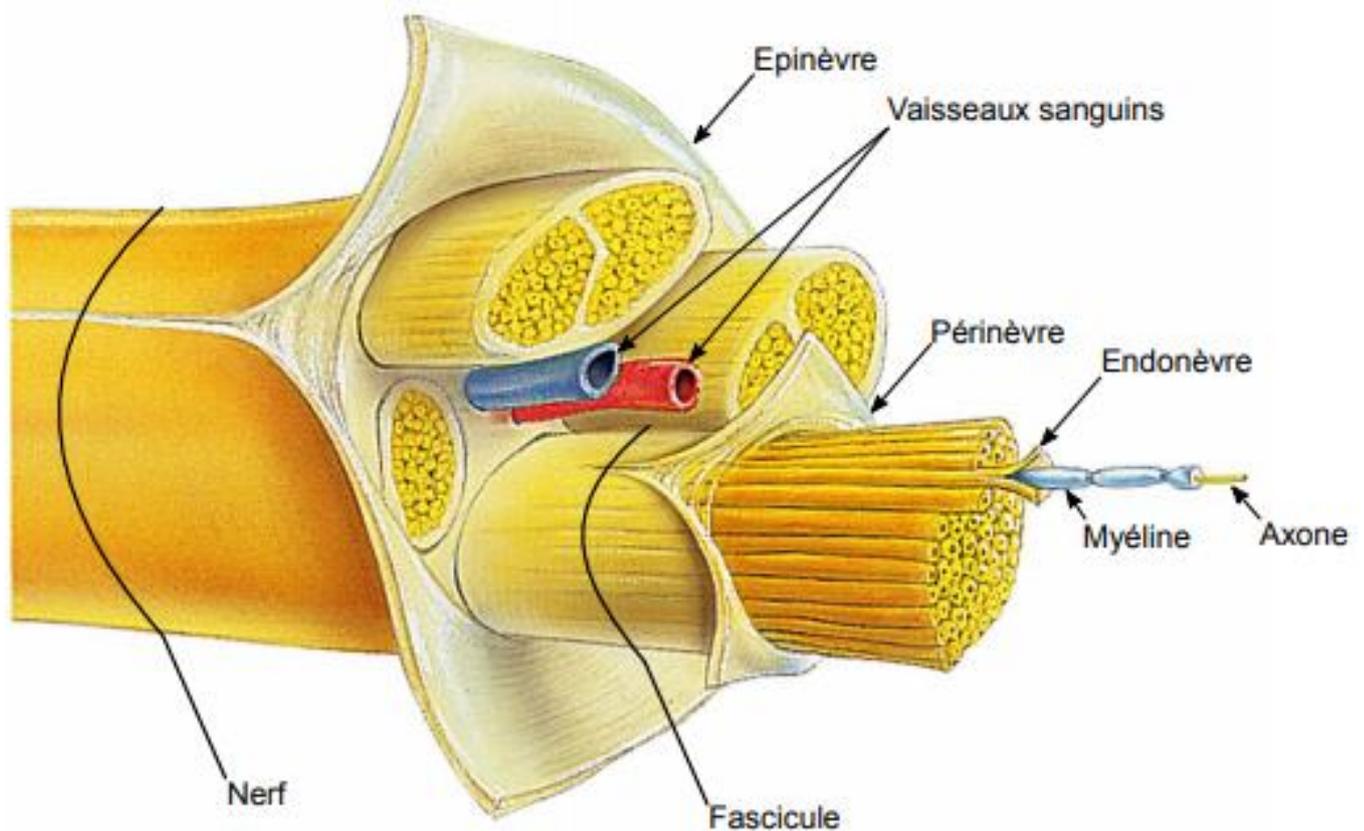


Figure 10 : neuroanatomie d'un nerf périphérique. (Image d'après Benjamin Cummings, 2009)

Chez les ruminants, la particularité remarquable des nerfs périphériques est d'être plus gros et plus consistant que ceux des autres espèces. Ceci est expliqué par l'abondance et la densité élevées de leur épineurium. (Barone et Simoens 2010)

b. Aspect des nerfs à l'échographie

A l'échographie, l'aspect des nerfs se corréle avec leur description anatomique tant en coupe transversale qu'en coupe longitudinale : on y reconnaît les fascicules entourés de l'épineurium. (Suk, Walker et Cartwright 2013)

En coupe transversale (préférentiellement utilisée pour la réalisation de blocs nerveux échoguidés), les nerfs apparaissent comme étant de multiples zones rondes ou ovales hypoéchogènes, réparties sur un fond hyperéchogène. (Bianchi 2008) (Figure 11)

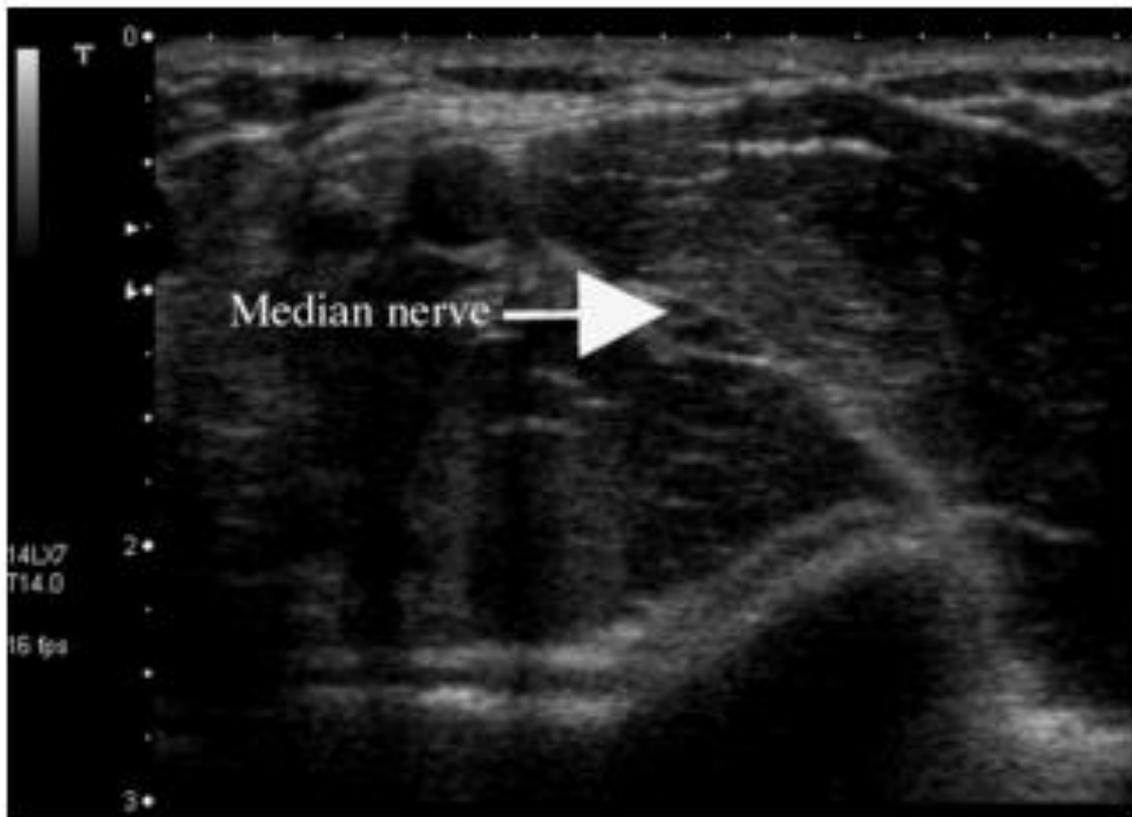
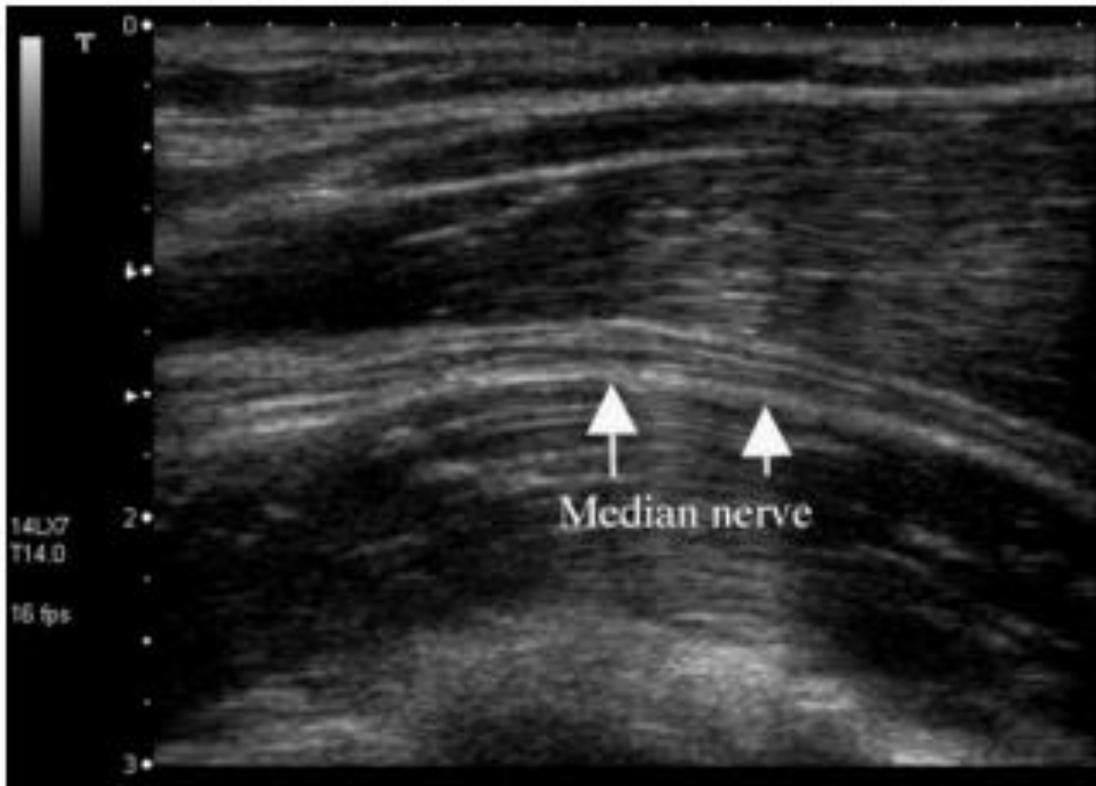


Figure 11 : échographie en coupe transversale du nerf médian chez un homme (Marhofer, Greher et Kapral 2005)

En coupe longitudinale, les nerfs apparaissent comment étant des bandes relativement hyperéchogènes composée de multiples rayures hypoéchogènes discontinues et séparées par des lignes hyperéchogènes. (Figure 12)



**Figure 12 : échographie en coupe longitudinale du nerf médian chez un homme
(Marhofer, Greher, Kapral 2005)**

Les zones hyperéchogènes représentent les faisceaux du nerf, tandis que les zones hypoéchogènes représentent les tissus connectifs entre les structures nerveuses (l'épinièvre). On appelle ces images des « motifs fasciculaires ». Ce motif fasciculaire se différencie bien de celui des muscles – un motif plus hypoéchogène entrecoupé de petits foyers hyperéchogènes - et du motif fibrillaire des tendons - caractérisé par de multiples lignes continues et plus hyperéchogènes. (Figure 13) Enfin, en imagerie Doppler, aucun flux n'est censé être détecté au niveau des nerfs périphériques. (Suk, Walker et Cartwright 2013)

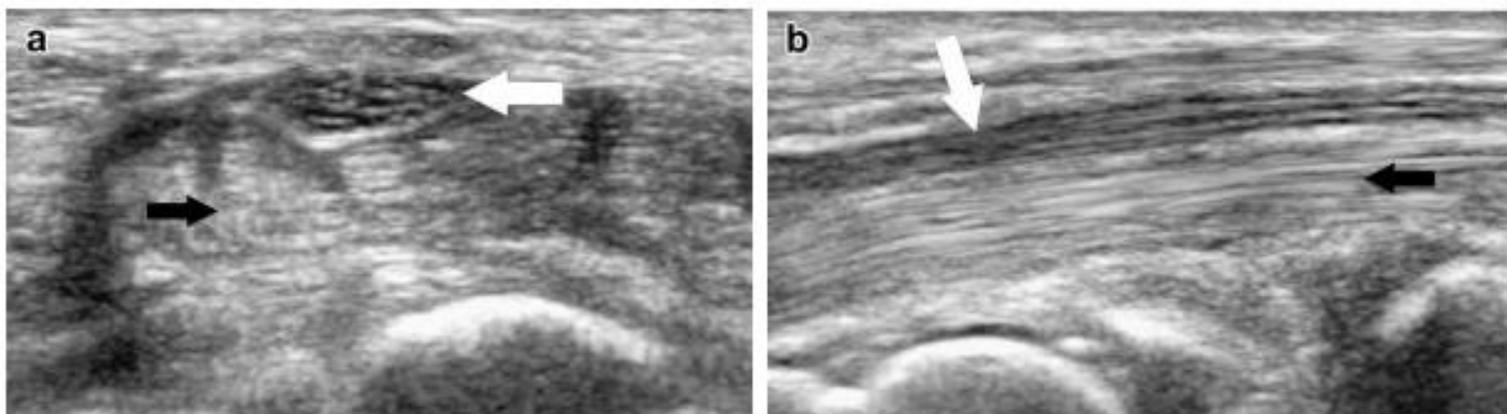


Figure 13 : image échographique d'un nerf périphérique (flèche blanche) en coupe transversale (a) et en coupe longitudinale (b)

En coupe transversale, le nerf est représenté par de multiples zones hypoéchogènes (les fascicules) contenus dans une aire ovale hyperéchogène ; en coupe longitudinale, le nerf apparaît comme une structure tubulaire contenant des segments discontinus hypoéchogènes (motif fasciculaire). (Bianchi 2008)

En plus de la reconnaissance du motif fasciculaire comme décrit ci-dessus, l'identification des nerfs périphériques se précise avec l'identification des structures anatomiques adjacentes : en particulier les vaisseaux sanguins (*facilement détectés avec l'imagerie Doppler*), mais aussi les muscles et les tendons dont les motifs reconnaissables ont été décrits ci-dessus. (Bianchi 2008)

Les hautes fréquences (10-15Hz) permettent une meilleure résolution dans la réalisation d'un bloc nerveux, mais diminuent la profondeur d'exploration. Elles sont donc en général utilisées pour des blocs superficiels comme celui du plexus brachial. Les nerfs plus profonds comme le nerf sciatique, nécessitent l'utilisation de fréquences plus basses pour être observés (4-8MHZ). (Kumar, Gentry et Arora 2007)

Chez les bovins, les différentes études portant sur la réalisation d'un bloc échoguidé chez des veaux ont montré que l'utilisation d'une sonde linéaire de 4-10Mhz était suffisante pour observer les différents nerfs d'intérêt. Ainsi, les échographes destinés à aux suivis de reproduction (constitués d'une sonde linéaire) peuvent être utilisés sur le terrain pour la réalisation de blocs. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

c. Visualisation de l'aiguille et du liquide anesthésique

Une fois le nerf périphérique identifié à l'échographie, le but de la manœuvre est d'amener l'aiguille au plus proche environnement du nerf, puis de suivre la diffusion de la solution anesthésique autour. Pour ce faire, il existe deux techniques d'insertion de l'aiguille : l'approche « in-plane » et l'approche « out-of-plane ». (Kumar, Gentry et Arora, 2007) (*Figure 14*)

Pour une approche « in-plane », l'aiguille est orientée parallèlement à l'axe longitudinal de la sonde. L'aiguille se retrouve alors de tout son long sous le faisceau d'ultra-son et peut ainsi être visualisée entièrement durant son avancée vers le nerf en question.

Pour une approche « out-of-plan », l'axe longitudinal de l'aiguille est orienté perpendiculairement à l'axe longitudinal de la sonde. Avec cette technique, seul le bout de l'aiguille est visualisé lors de son avancée vers le nerf.

De manière générale, l'approche « in-plane » est la plus utilisée pour la réalisation des blocs périphériques, car il est plus facile de suivre l'évolution de l'aiguille vers le nerf. A l'échographie, l'aiguille apparaît comme une structure hyperéchogène. Son identification est d'autant plus facile qu'elle est en mouvement (visualisable). (Kumar, Gentry et Arora, 2007)

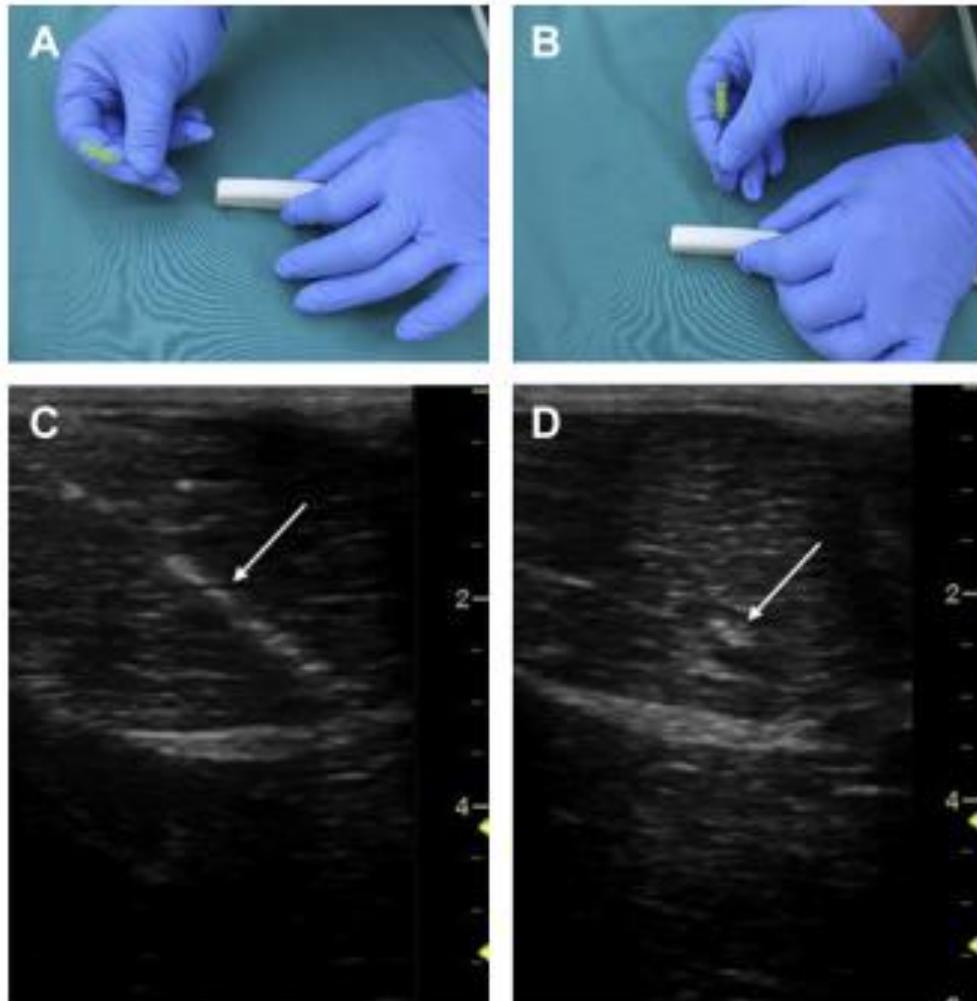


Figure 14 : approche in-plane (A) et ou-of-plane (B) et leur image échographique correspondantes, respectivement (C) et (D).

La flèche montre le placement de l'aiguille. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

Quand l'aiguille est à moins de 2 mm du nerf, le liquide anesthésique peut-être administré. Sa diffusion autour du nerf est directement visible à l'échographie et s'appelle le « signe du donut » : il s'agit d'une bande hypoéchogène entourant le nerf hyperéchogène. Le principal facteur de réussite d'un bloc échoguidé est la longueur de nerf en contact avec le liquide anesthésique. Chez le chien il a été montré qu'un contact d'au moins 2 cm avec le liquide anesthésique permettait la réussite d'un bloc. (Campoy et al. 2010) Chez les ruminants, des études sur cadavres ont montré que l'injection de 0,2mL/kg de colorant suffisait à colorer de larges nerfs comme le sciatique ou le fémoral, sur au moins 2 cm. (Re et al. 2014)

Concernant le type d'aiguille utilisé, chez les bovins, les aiguilles spinales 18-20 G de 10 à 15 cm sont couramment utilisés pour la réalisation de blocs profonds (comme le bloc fémoral ou paravertébral). Pour les blocs plus superficiels (ceux de la tête notamment), des aiguilles plus courtes sont utilisées : une aiguille 20 G de 25 mm de long pour le nerf cornual et le nerf auriculo-palpébral ou une aiguille 18 G de 40 mm de long pour le nerf infra-orbitaire (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016).

III. Blocs échoguidés chez le bovin : étude bibliographique

1. Bloc épidural caudal

La région pelvienne peut être anesthésiée par administration d'anesthésique dans l'espace sacro-coccygien (entre S5 et C1 chez les bovins) ou dans le premier espace inter coccygien (entre les vertèbres C1-C2). Cet acte, plus communément appelé « injection épidurale », permet entre autres de bloquer les nerfs innervant le périnée, la surface caudale de la mamelle, le vagin et la vulve chez la femelle, le pénis et le scrotum chez le mâle, mais aussi la peau de la face interne des cuisses (au niveau du muscle semi-tendineux et semi-membraneux). (Grimm et al. 2015)

Il est d'usage d'avoir recours à cette anesthésie locale pour toute chirurgie du périnée et de la queue, mais aussi pour tout acte obstétrical où une insensibilisation est nécessaire (vulve, vagin, scrotum, pénis...).

Des particularités anatomiques telles qu'un score corporel trop élevé, une accumulation de gras à la base de la queue, des exostoses, malformations ou fibrose de l'espace sacro-coccygien peuvent rendre celui-ci difficile à identifier et, par extension, augmenter le risque d'échec de l'anesthésie épidurale (injection incomplète dans l'espace épidural ou injection de liquide anesthésique dans le gras ou dans un vaisseau). (Grimm et al. 2015) Ainsi réside l'intérêt de l'écho-identification : en effet, cette technique permet de visualiser l'espace épidural tout en s'affranchissant des particularités anatomiques individuelles et permet de s'assurer d'injecter le liquide anesthésique au bon endroit.

Les espaces sacro-coccygien et inter coccygiens sont facilement identifiables à l'échographie. La sonde est placée perpendiculairement à la colonne vertébrale, au niveau de l'espace inter coccygien. L'échographe permet de visualiser l'espace

épidural (*zone hypoéchogène*) entourée des processus articulaires de la vertèbre correspondante et du plancher du canal spinal. L'aiguille est ensuite insérée selon une approche « out of plan ». (Re, Blanco, Gómez de Segura 2016) (Figure 15)

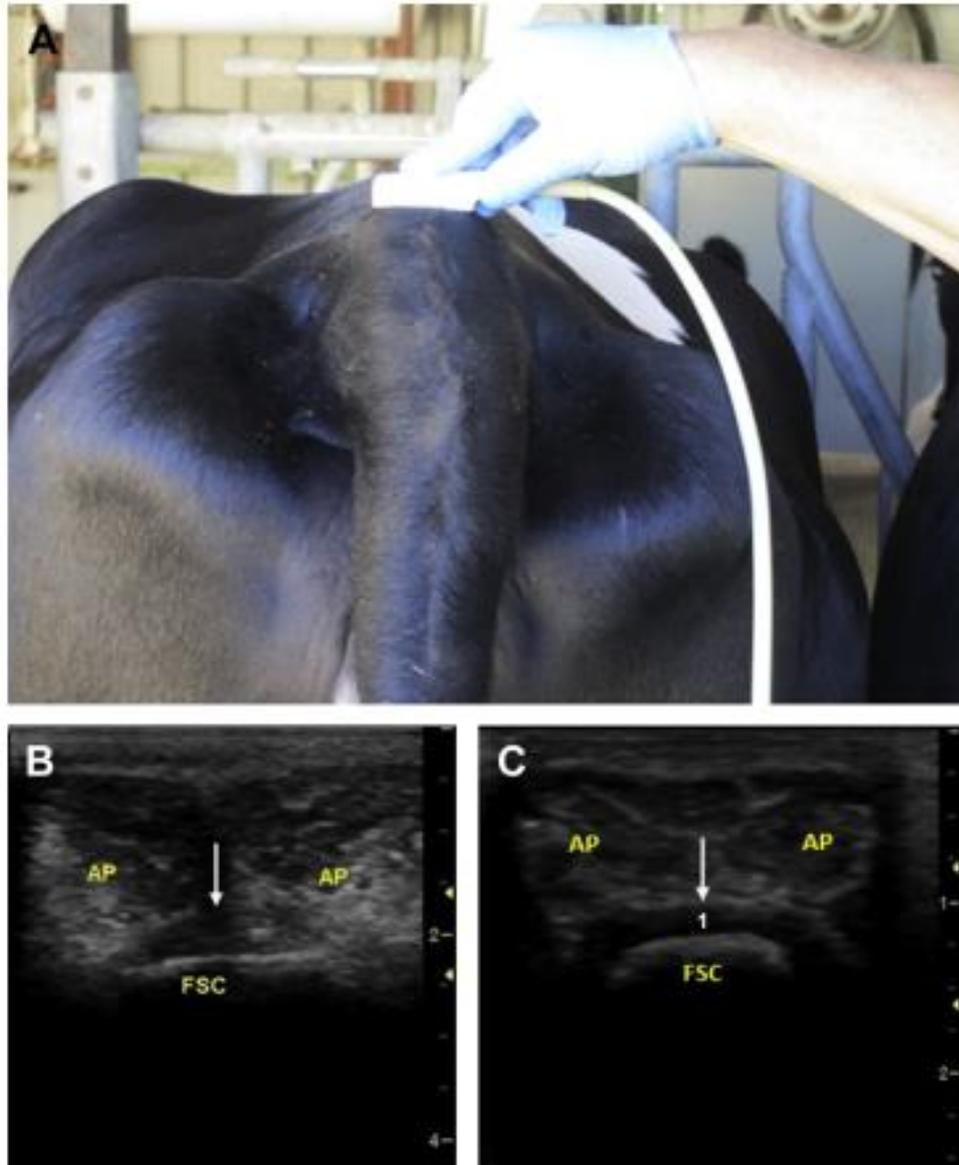


Figure 15 : placement de la sonde pour la réalisation d'un bloc épidural échoguidé (A) et images échographiques correspondantes chez une vache (B) et un veau (C).
AP : processus articulaires ; FSC : plancher du canal spinal ; la flèche indique l'espace épidural. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

2. Bloc paravertébral

Les chirurgies avec laparotomie (*telles que les césariennes, les chirurgies digestive, etc*) nécessitent une anesthésie du flanc. Entre autres méthodes, celle-ci peut être réalisée avec un bloc paravertébral qui consiste en une injection périneurale de solution anesthésique autour des nerfs spinaux, afin de supprimer les influx sensitifs et moteurs. Cette anesthésie, assez technique à réaliser, confère une anesthésie d'une large surface de la paroi du flanc, mais aussi de toute son épaisseur, péritoine inclus. (Bonal et al. 1993)

La région du flanc comprise entre la dernière côte et la pointe de la hanche est innervée par le 13^{ème} nerf spinal thoracique (T13 : nerf costo-abdominal) et par les deux premiers nerfs spinaux lombaires (L1 : nerf ilio-hypogastrique ; L2 : nerf ilio-inguinal), le bloc paravertébral consistera donc au blocage de ces nerfs spinaux. Ceux-ci, après avoir quittés le foramen intervertébral caudalement à la vertèbre correspondante, se divisent en une branche dorsale et une branche ventrale et cheminent respectivement au-dessus et en-dessous des processus transverses.(Grimm et al. 2015) (Figure 16)

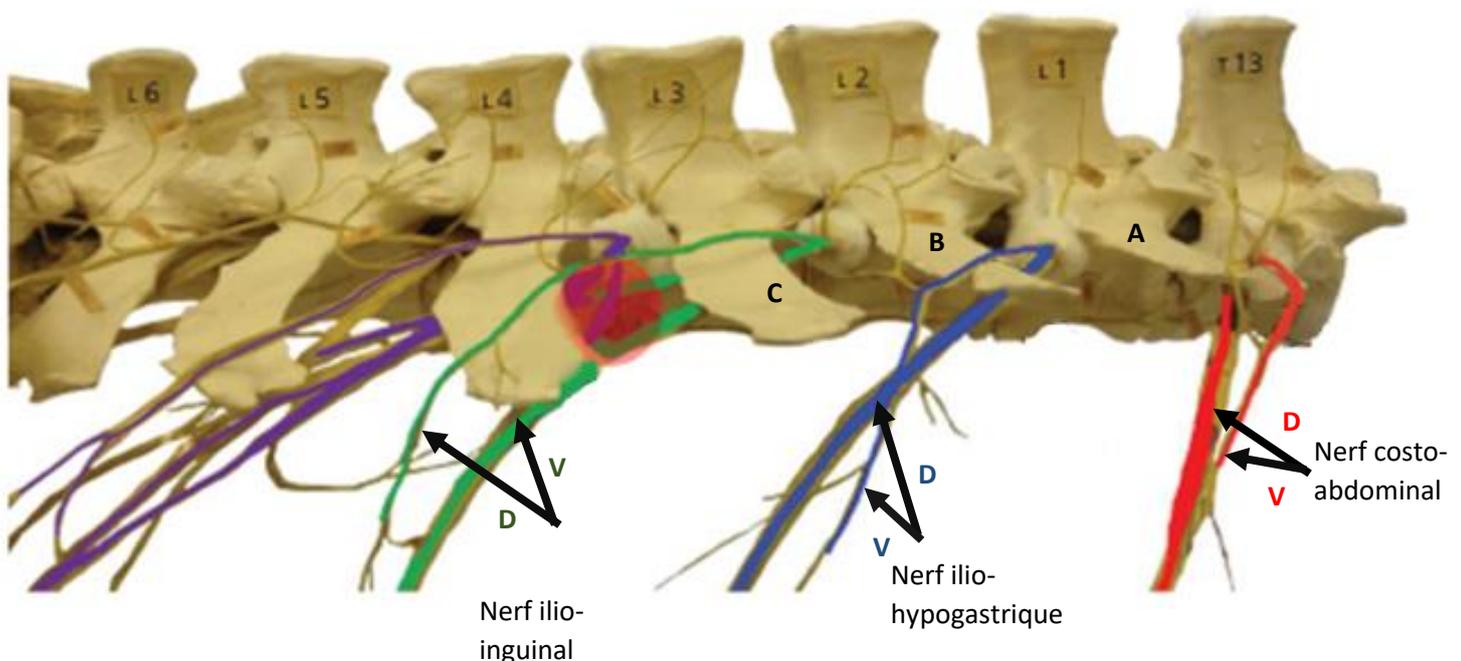


Figure 16 : anatomie des nerfs spinaux T13, L1 et L2 respectivement en rouge, bleu et vert. (Grimm et al. 2015)

T13 : dernière vertèbre thoracique ; L1 : première vertèbre thoracique ; L2 : deuxième vertèbre thoracique
V : rameaux ventral ; D : rameaux dorsal ; A,B et C : processus transverses respectivement de L1, L2 et L3.

La branche ventrale permet l'innervation de la peau, du muscle et du péritoine tandis que la branche dorsale a un rôle moteur et sensitif des muscles. Une bonne analgésie du flanc nécessite donc de bloquer les branches dorsales et ventrales de ces nerfs spinaux. (Figure 17)

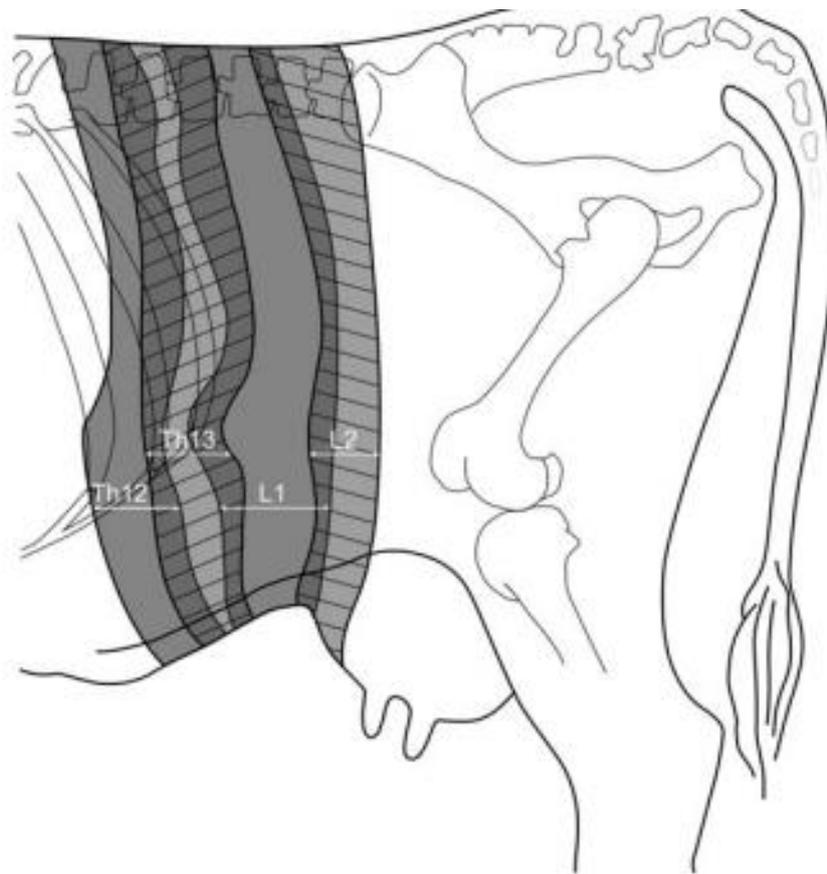
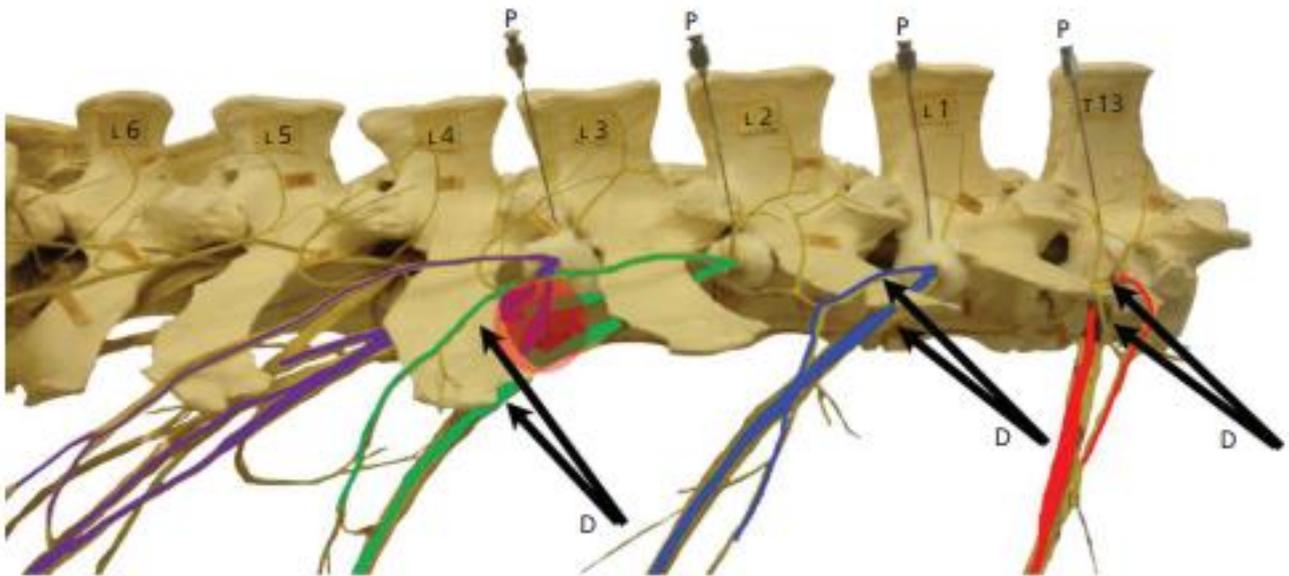


Figure 17 : schématisation des différents territoires du flanc innervés par les nerfs spinaux T12, T13, L1 et L2.

On remarquera que certaines zones se recoupent. (Kramer et al. 2014)

Il existe deux techniques de bloc paravertébral : le bloc distal et le bloc proximal (autrement appelé le bloc de Farquharson). La différence est le site d'injection du produit anesthésique : pour un bloc distal, l'injection se fait à l'extrémité des processus transverses des vertèbres lombaires, tandis que pour un bloc proximal, celle-ci se fait

au niveau des foramens vertébraux – endroit d'où émergent les racines spinales.
(Figure 18).



18

Figure 18 : schématisation des nerfs spinaux lombaires et positionnement des aiguilles dans le cadre d'un bloc proximal (P) et d'un bloc distal (D) (Grimm et al. 2015)

La fenêtre acoustique pour la réalisation d'un bloc paravertébral avec visualisation des nerfs spinaux est l'espace paravertébral des nerfs spinaux correspondants : par exemple, pour le blocage des nerfs spinaux T13, la fenêtre acoustique sera l'espace intervertébral entre T13 et L1. (Re et al. 2016)

Afin d'identifier la nerf spinal T13, une sonde linéaire est placée parallèlement à la moëlle épinière, dans l'espace intertransverse situé entre la dernière côte et la première vertèbre lombaire. Une fois l'espace intervertébral visualisé, la sonde est tournée à 90° jusqu'à visualiser les branches dorsales et ventrales de T13. Celles-ci apparaissent comme étant une bande hyperéchogène. (Figure 19)

La technique pour visualiser les nerfs spinaux L1 et L2 est la même que pour la visualisation de T13, seule la position de la sonde change. Celle-ci est placée entre les processus transverses de L1 et L2 pour la visualisation des nerfs spinaux L1, et entre les processus transverses de L2 et L3 pour la visualisation des nerfs spinaux de L2.

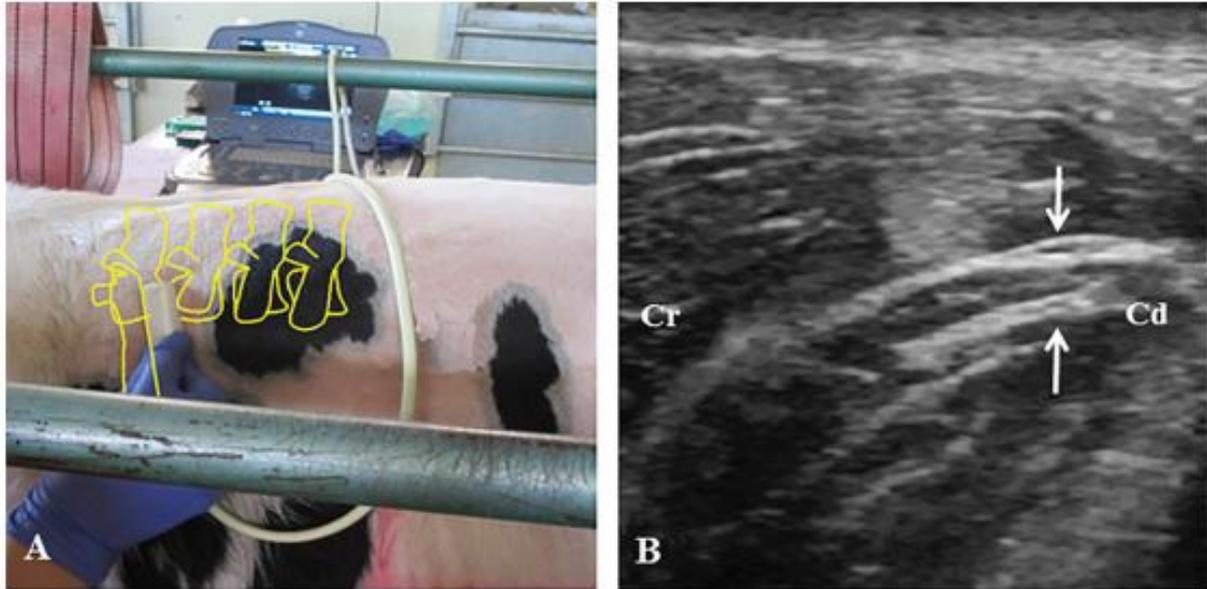


Figure 19 : placement de la sonde pour la visualisation des nerfs spinaux de T13 chez un veau (A) et images échographiques correspondantes (B).

Les flèches pointent respectivement la branche dorsale du nerf spinal T13 et la branche ventrale. (Re et al. 2016)

L'aiguille est ensuite insérée avec une approche out-of-plan et le liquide anesthésique est injectée lorsque l'aiguille (une aiguille spinale de 20G et 90mm de long) est visualisée à environ 1mm des nerfs spinaux, à raison de 10mL par nerf. (Figure 20)

Il a été montré que la réalisation du bloc paravertébral avec visualisation directe des nerfs par échographie permettait une meilleure analgésie que les blocs réalisés à l'aveugle, avec moitié moins de dose anesthésique. (Re et al. 2016)

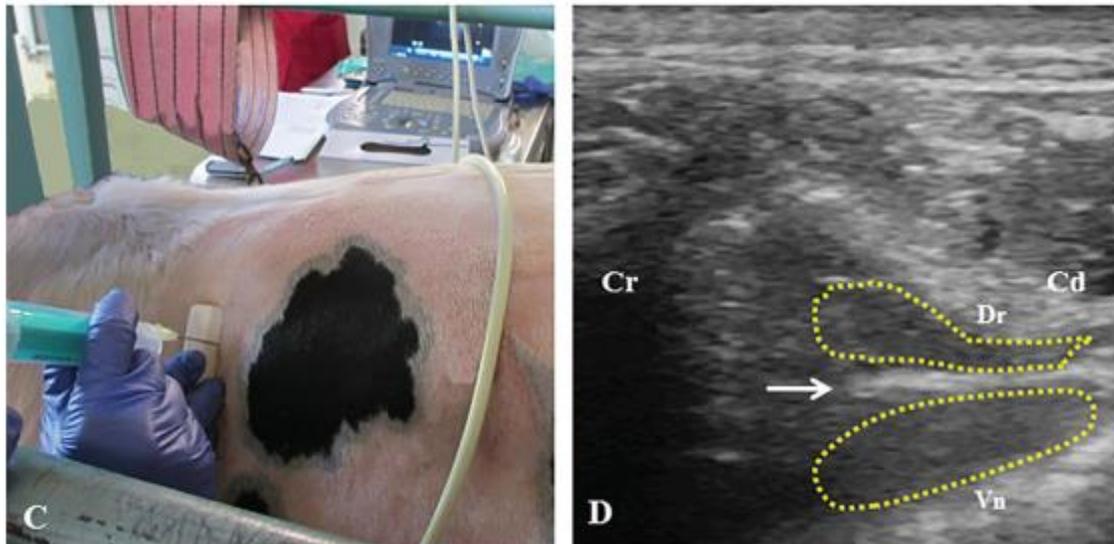


Figure 20 : positionnement de l'aiguille selon une approche « out-of-plan » pour un bloc paravertébral sur le nerf spinal T13 © et images échographiques de diffusion du liquide anesthésique autour de celui-ci (D)

La flèche montre la branche ventrale de T13 et les pointillés représentent l'endroit où le liquide anesthésique a diffusé, à savoir dorsalement (Dr) et ventralement (Vn) au nerf spinal. Cr : crânial. Cd : caudal. (Re et al. 2016)

Une fenêtre acoustique a également été décrite pour la réalisation du bloc de Farquharson chez des veaux. Cependant, cette fenêtre ne permet pas de visualiser les nerfs spinaux, mais uniquement les processus articulaires des vertèbres correspondantes. Son efficacité et son taux de réussite par rapport à la technique à l'aveugle n'a d'ailleurs montré aucune différence significative. (Kramer et al. 2014)

3. Anesthésie du membre pelvien : nerf sciatique et fémoral

Chez l'homme, l'anesthésie combinée du bloc sciatique et du bloc fémoral fournit une analgésie suffisante de la jambe, en vue d'actes chirurgicaux. (Re et al. 2014) Des études ont également montré l'utilité clinique de cette technique chez le chien et le chat (Campoy et al. 2010 ; Echeverry et al. 2010 ; Shilo et al. 2010 ; Echeverry et al. 2012 ; Haro et al. 2012)

a. Bloc sciatique

Chez les veaux, une étude a montré que le blocage du nerf sciatique permettait un blocage et une analgésie complète de la jambe, excepté sur la partie cranio-médiale du tibia et la partie médiale du tarse et du métatarse proximal. (Re et al. 2014)

En effet, le nerf sciatique (le plus gros de l'organisme) apporte la motricité de la région caudo-latérale de la cuisse, de la totalité de la jambe et du pied, ainsi que la sensibilité de la quasi-totalité de ces régions (*exceptée la partie cranio-médiale du tibia et la partie médiale du tarse et du métatarse proximal*). (Figure 21) (Budras et Jahrmärker 2008)

Le nerf sciatique sort du bassin en franchissant la grande incisure sciatique où il innerve le muscle fessier profond, les muscles jumeaux du bassin et le muscle carré fémoral. Il descend ensuite caudalement au fémur où il se termine par une bifurcation dont procèdent les nerfs fibulaires communs, le nerf tibial (qui innerve le biceps fémoral, le muscle semi-tendineux et le muscle semi-membraneux) et divers rameaux musculaires distaux (qui innervent le biceps fémoral, le muscle semi-membraneux et le muscle semi-tendineux, mais aussi la plupart des muscles du pied). (Figure 22) (Barone et Simoens 2010)

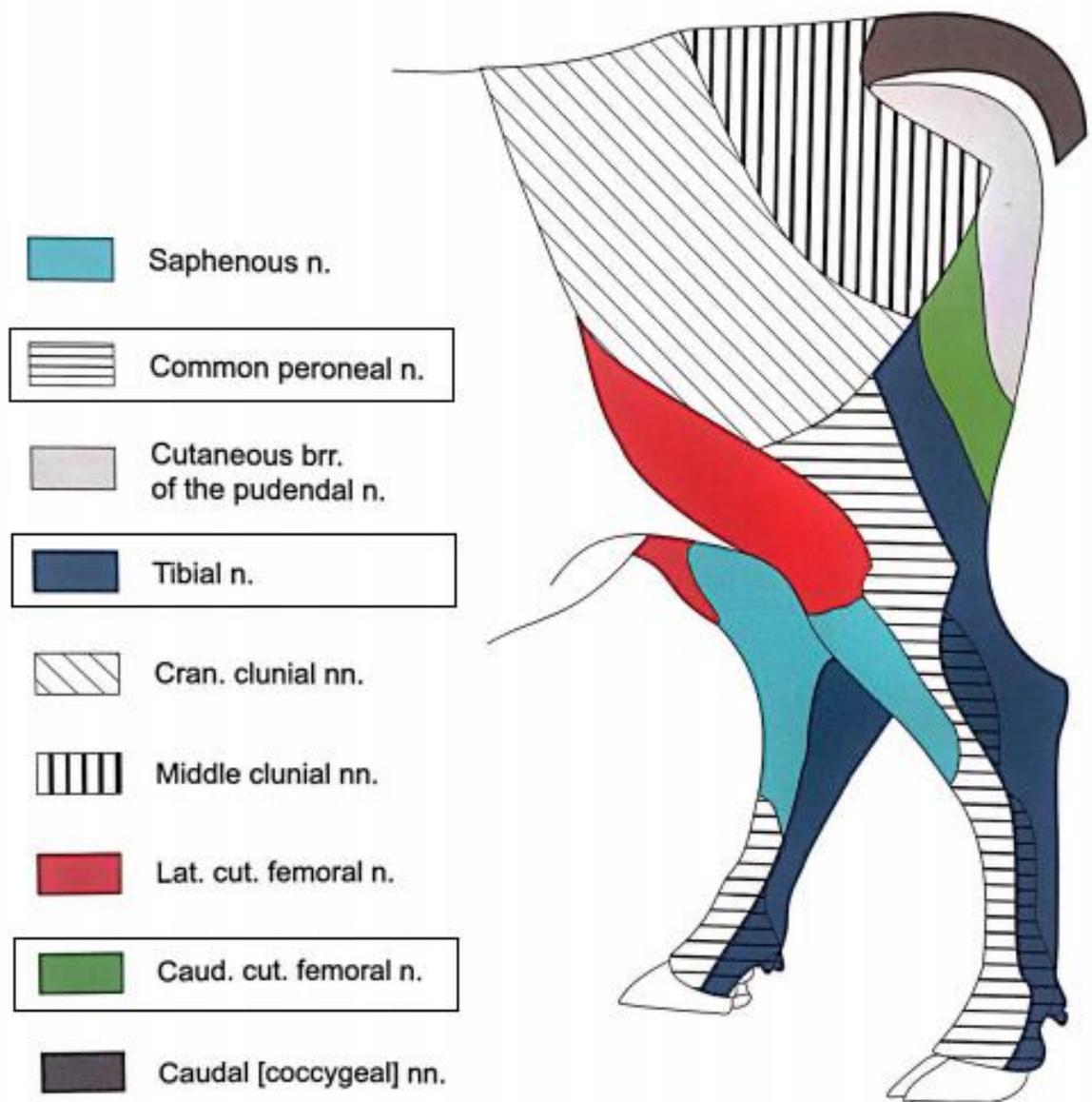


Figure 21 : innervation du membre pelvien du bœuf.

En encadré noir, les zones atteintes par le blocage du nerf sciatique. (Budras et Jahrmärker 2008)

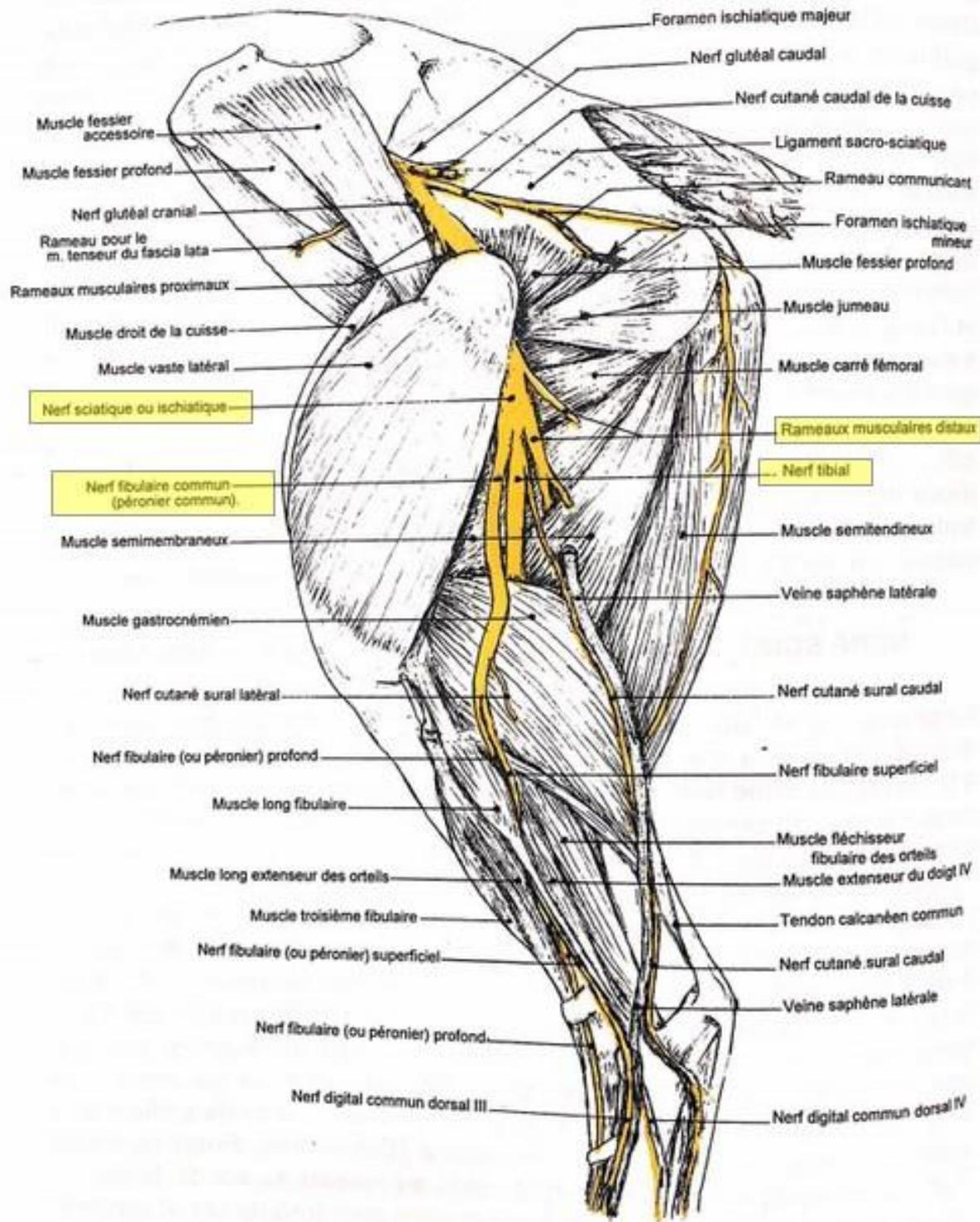


Figure 22 : muscles et nerfs du membre pelvien du bœuf en vue latérale. En encadré, le nerf sciatique et ses rameaux. (Barone et Simoens 2010)

Chez le bovin, l'identification du nerf sciatique à l'échographie est relativement facile. On choisira le premier tiers du fémur pour réaliser ce bloc car le nerf sciatique y est facilement accessible et parcourt son trajet seul, sans vaisseau à proximité. (Re et al. 2014)

La fenêtre acoustique est la suivante (Re et al. 2014): la sonde doit être placée entre la tubérosité ischiale et le grand trochanter du fémur, caudalement à celui-ci. Le nerf sciatique est ainsi visualisé sous la forme d'une bande hyperéchogène. (Figure 23) Une fois identifié, il est possible de bouger distalement la sonde, en suivant le trajet du nerf, afin d'en obtenir des coupes transverses. Le liquide peut alors être injecté selon une approche « out-of-plan ». Dans cette étude, une injection de 0,2mL/kg de lidocaïne aura permis une imprégnation suffisante du nerf et une analgésie des aires sciatiques pendant environ 90 minutes.

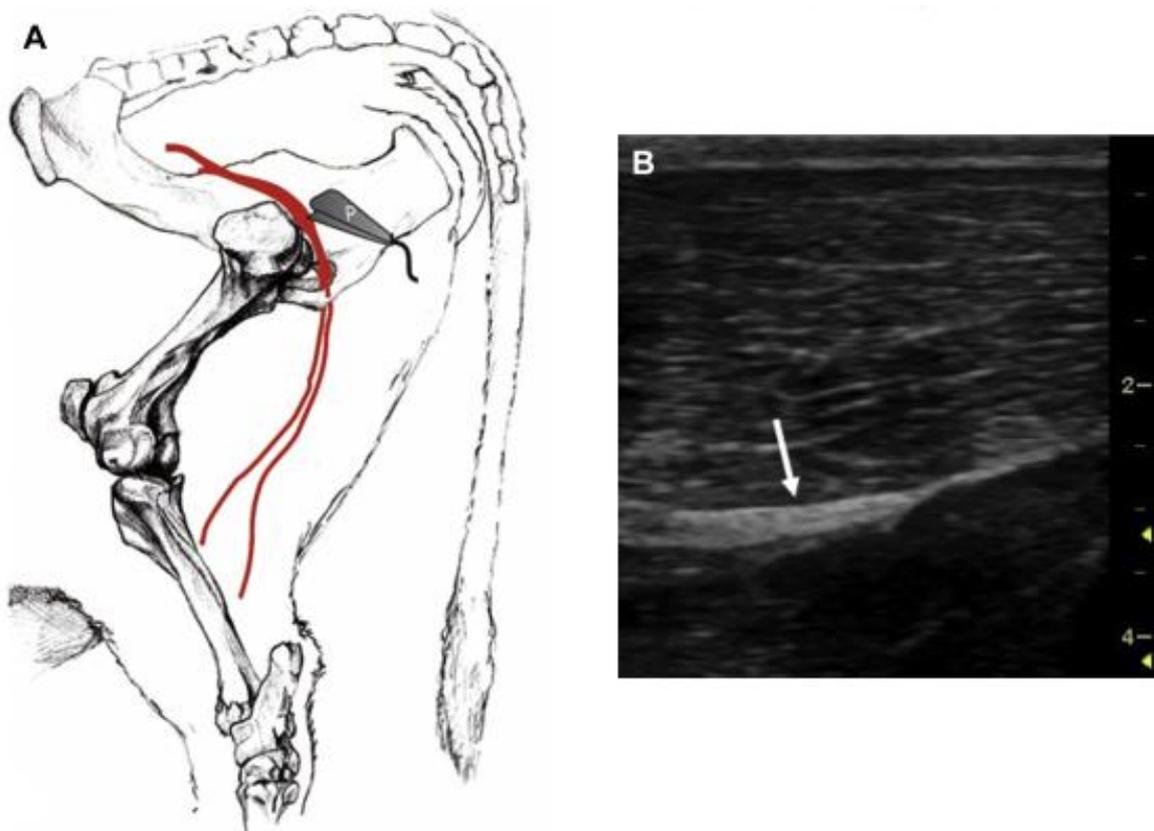


Figure 23 : positionnement de la sonde afin de visualiser le nerf sciatique (A) et image échographique associée (B). La flèche représente le nerf sciatique. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

b. Bloc fémoral

Le nerf fémoral apporte la motricité des muscles iliopsoas, sartorius et quadriceps fémoral, ainsi que la sensibilité de la face médiale du grasset et de la jambe jusqu'au métatarse proximal. Ainsi, le blocage de ce nerf permet une immobilisation et une insensibilisation de l'aspect médial de la jambe jusqu'au métatarse proximal.

(Figure 24)

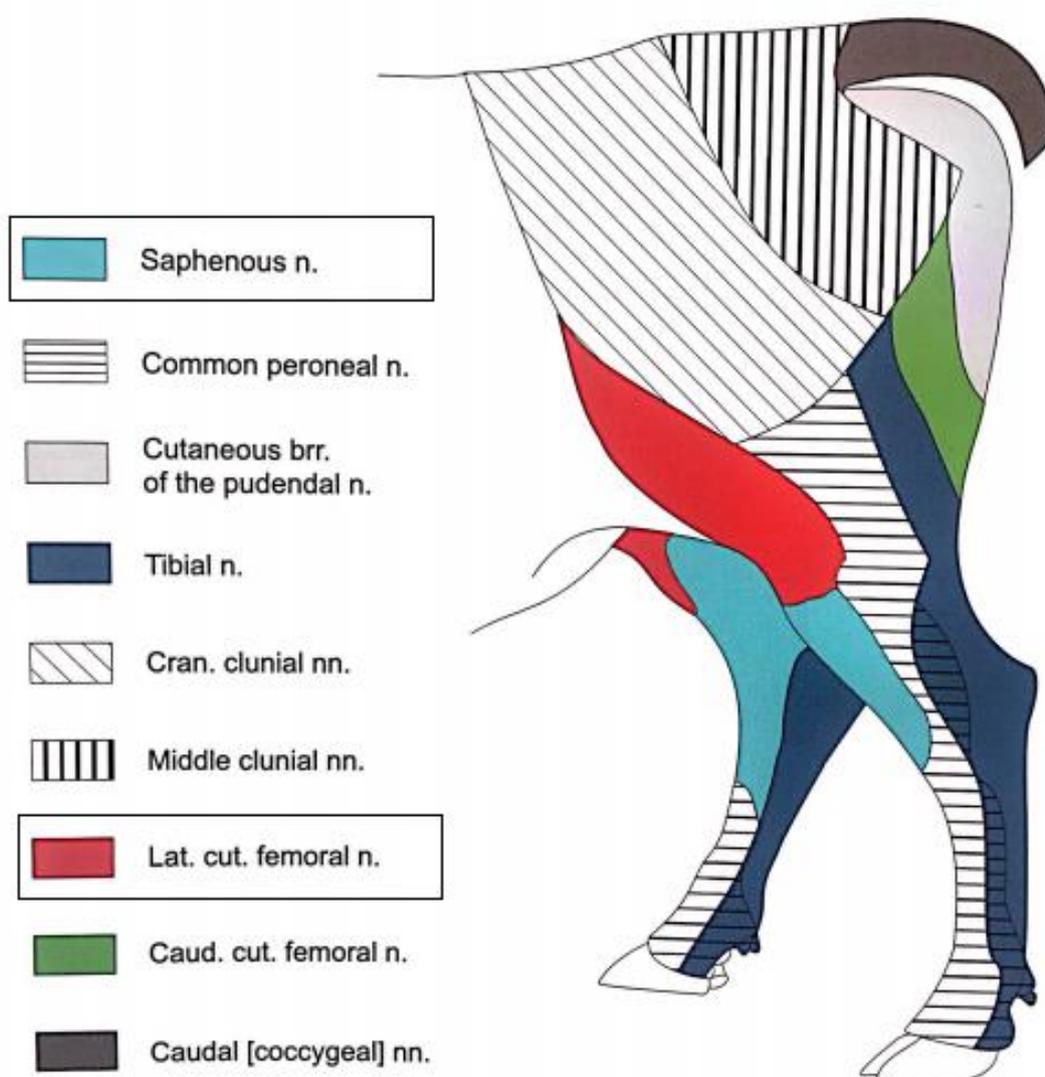


Figure 24 : innervation du membre pelvien du bœuf.

En encadré noir, les zones atteintes par le blocage du nerf fémoral. (Budras et Jahrmärker 2008)

Le nerf fémoral est émis par le plexus lombaire depuis les rameaux ventraux de L4, L5 et L6. Il passe entre le tendon du petit psoas et le muscle iliopsoas, accompagné par les vaisseaux iliaques externes. Il quitte la cavité abdominale par la lacune musculaire, elle-même délimitée par le fascia iliaqua et le ligament inguinal. Il entre alors dans le muscle fémoral, où il se divise en multiple branches permettant l'innervation du muscle quadriceps fémoral. Durant son trajet, différents rameaux sont émis afin d'innover, entre autres, les muscles iliopsoas, sartorius et gracile. Il émet notamment, au niveau du pecten pubis, le nerf saphène, qui innerve la peau médiale de la cuisse et qui descend médialement jusqu'au métatarse. (*Figure 25*) (Barone et Simoens 2010 ; De Vlamynck et al. 2013)

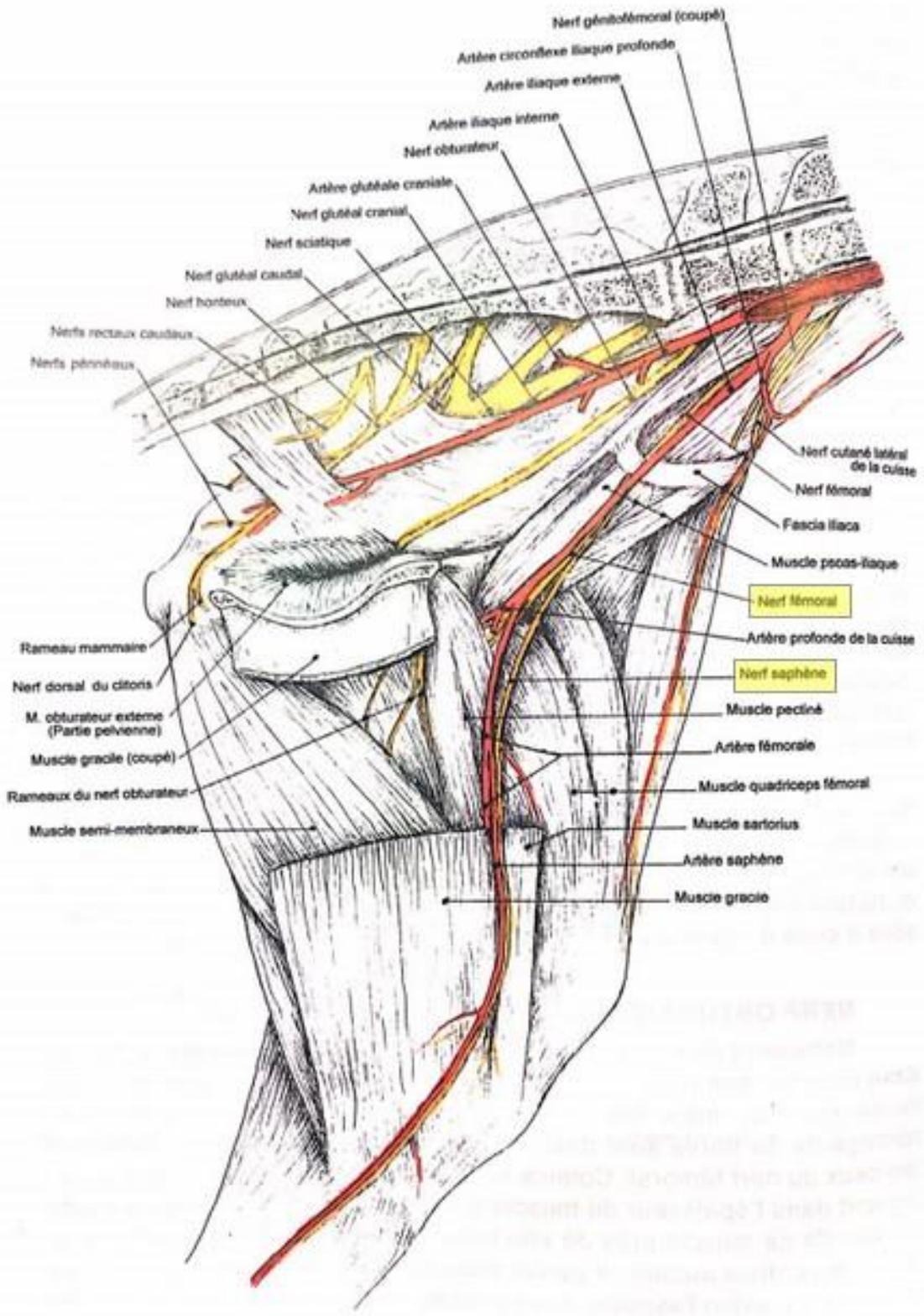


Figure 25 : muscles et nerfs pelviens du bœuf en vue médiale.
 En encadré, le nerf fémoral et une de ses bifurcations principales, le nerf saphène. (Barone et Simoens 2010)

Il existe plusieurs façons de réaliser un bloc fémoral, ainsi, trois fenêtres acoustiques ont été décrites : une approche ilioventrale, une approche paravertébrale dorsale et une approche paravertébrale ventrale. (Figure 26) (Re et al. 2014 ; De Vlamynck et al. 2013)

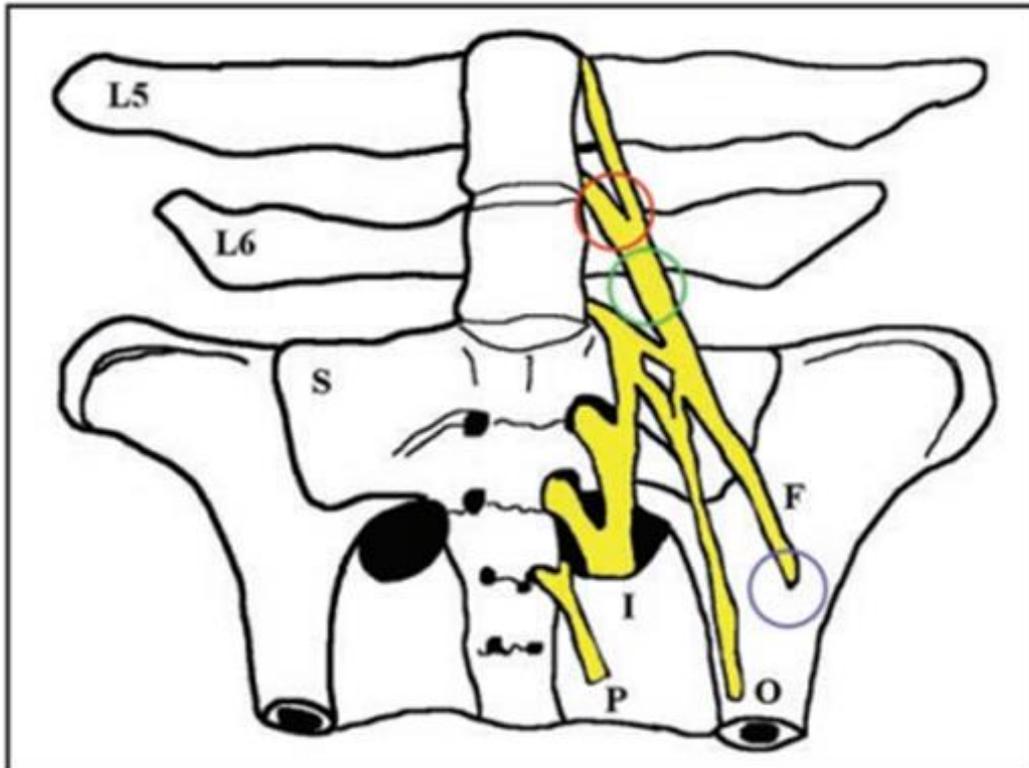


Figure 26: schéma du plexus lombosacré et les différentes zones d'injection pour la réalisation d'un bloc fémoral. (De Vlamynck et al. 2013)

Le cercle rouge représente le lieu d'injection pour une approche paravertébrale dorsale, le cercle vert celui pour une approche ilioventrale et le bleu celui pour une approche iléale. S : sacrum ; F : nerf fémoral ; O : nerf obturateur ; I : nerf sciatique ; P : nerf pudendal

Pour une approche ilioventrale, la sonde doit être placée ventralement à l'aile de l'ilium, le long de l'axe longitudinal du nerf fémoral. Une rotation à 90°C de la sonde permet d'obtenir des coupes transverses du nerf en question. (Re et al. 2014) Comparé au nerf sciatique, le nerf fémoral n'est pas aussi facilement identifiable, cependant la visualisation de l'artère et de la veine fémorale permet d'aider à son identification. (Re et al. 2014 ; De Vlamynck et al. 2013) Le nerf fémoral est visible

comme étant une structure ovalaire hyperéchogène médialement au grand muscle psoas et latéralement à l'artère fémorale. (

Figure 27) L'aiguille est insérée avec une approche « out-of-plan » et le liquide anesthésique diffuse dans un espace anéchogène entre le grand psoas et le muscle iliaque.

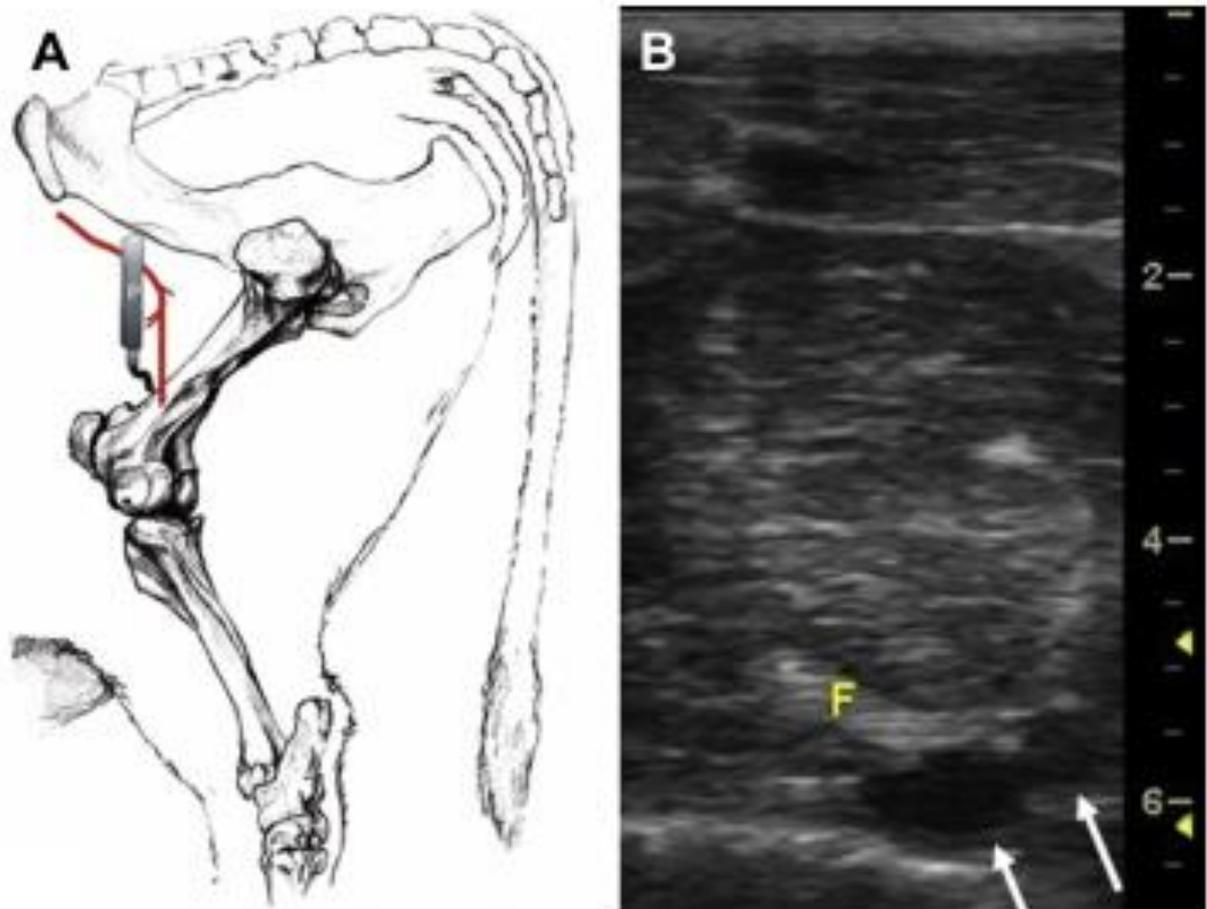


Figure 27 : positionnement de la sonde afin de visualiser le nerf fémoral (A) et image échographique associée (B)

La flèche représente la veine et l'artère fémorale ; F : nerf fémoral (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

Pour une approche paravertébrale dorsale, la sonde est placée au niveau du sacrum, perpendiculairement à celui-ci. Il faut ensuite avancer la sonde crânialement le long de la colonne jusqu'à identifier l'espace entre les processus épineux L5 et L6.

Une fois identifié, la sonde est tournée à 90° et déplacée de 2-3 cm latéralement afin de visualiser l'espace entre les processus transverses de L5 et L6. Dès que visualisé, l'aiguille est ensuite placée sur le bord latéral de la sonde et avancée caudo-médialement jusqu'au bord crânial du processus transverse de L6. (Figure 28) A moins de 1 cm de celui-ci, le liquide anesthésique peut être injecté. Cette technique ne permet pas une visualisation du nerf fémoral, mais de visualiser l'espace entre les deux processus transverses d'où il prend son origine et d'y guider l'aiguille. (Figure 29) (De Vlamynck et al. 2013)

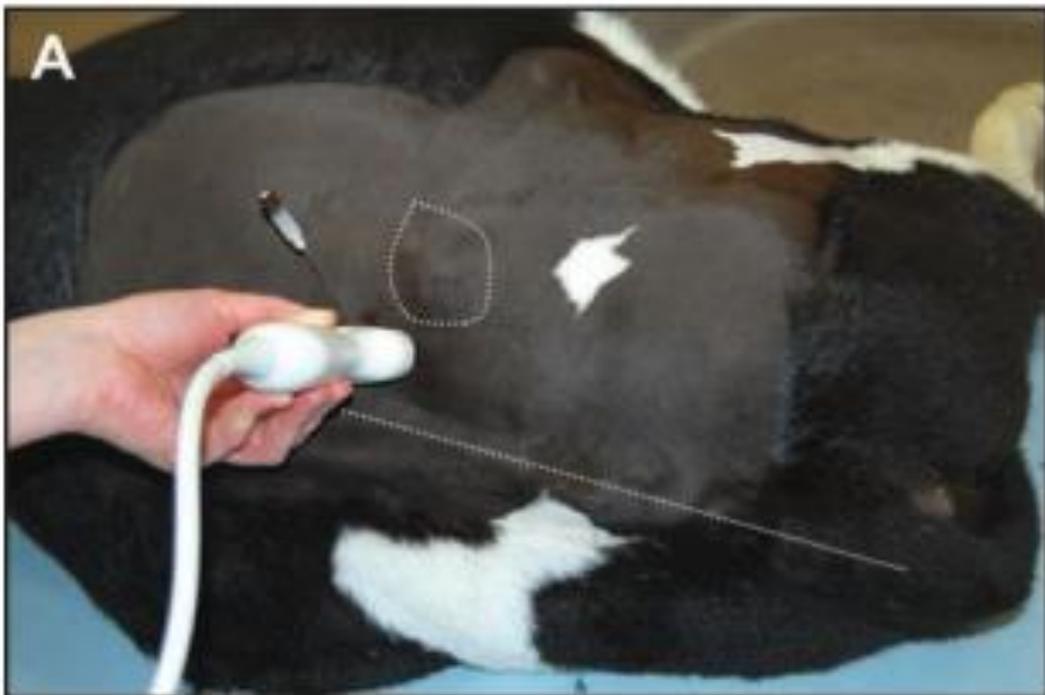


Figure 28 : positionnement de la sonde et lieu d'insertion de l'aiguille sur un veau en décubitus latéral dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral via une approche paravertébrale dorsale (De Vlamynck et al. 2013)

La ligne en pointillé représente l'axe de la colonne vertébrale et le cercle en pointillé représente la pointe de la hanche.

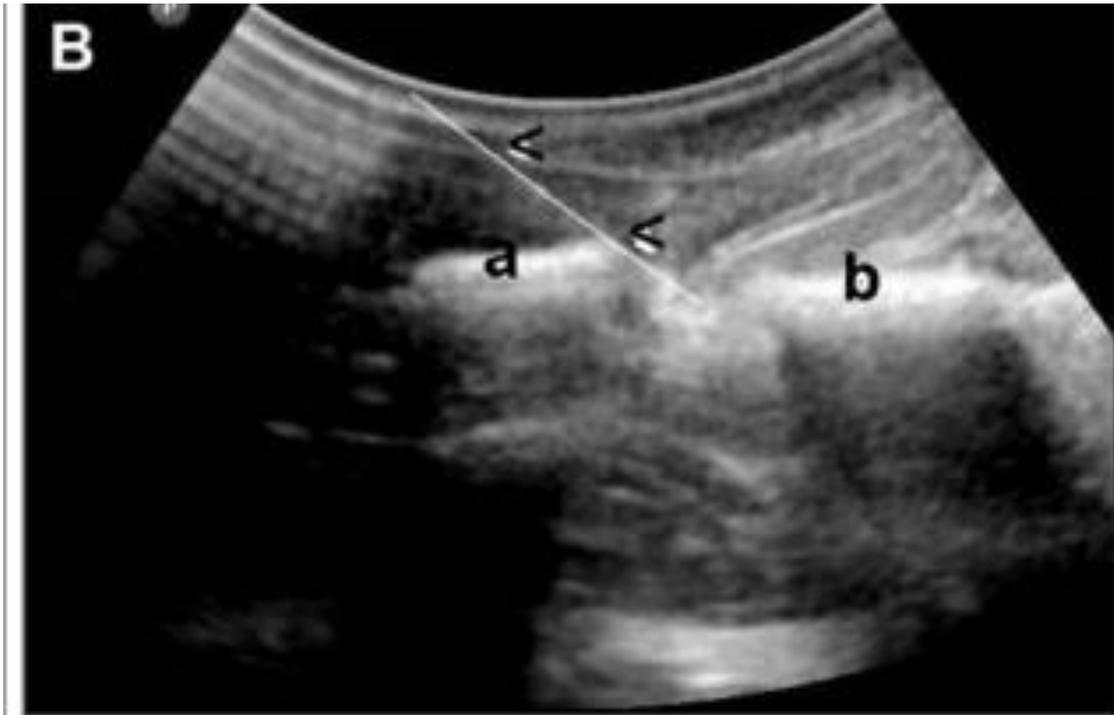


Figure 29 : image échographique de l'espace intertransverse entre L5 et L6 dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral par approche paravertébrale dorsale chez le veau. (De Vlamynck et al. 2013)

Les flèches indiquent la position de l'aiguille (elle-même représentée par une ligne blanche) qui se rapprochent d'un bord crânial du processus transverse de L6. a : processus transverses de L5 ; b = processus transverse de L6.

Quant à l'approche paravertébrale ventrale, elle ressemble sensiblement à l'approche paravertébrale dorsale : il s'agit d'identifier l'espace entre les processus transverses de L5 et L6 comme vu précédemment, l'aiguille sera ensuite insérée différemment afin d'atteindre le corps vertébral de L6. Une fois l'espace entre les processus transverses de L5 et L6 identifié, l'aiguille doit être placée, non pas au bord latéral de la sonde comme vu précédemment, mais au bord latéral des processus transverses (et au milieu de l'espace entre eux deux). (Figure 30) A cette position, l'aiguille doit traverser la peau perpendiculairement à l'axe de la colonne vertébrale et être dirigée vers la tubérosité ischiatique. L'image échographique doit permettre de suivre l'aiguille jusqu'au bord crânial du processus transverse de L6. Une fois à cet endroit, l'aiguille est repoussée encore jusqu'à toucher le corps vertébral de L6. (De Vlamynck et al. 2013)



Figure 30 : positionnement de la sonde et lieu d'insertion de l'aiguille sur un veau en décubitus latéral dans le cadre de la réalisation d'un bloc fémoral via une approche paravertébrale ventrale. (De Vlaminck et al. 2013)

La ligne en pointillé représente l'axe de la colonne vertébrale et le cercle en pointillé représente la pointe de la hanche. Enfin, la ligne blanche continue représente le bord latéral des processus transverse de L5 et L6.

Selon une étude, les trois approches et leur réussite sont considérées comme statistiquement équivalentes. Cependant, l'approche paravertébrale dorsale semble être la plus facile à réaliser. (De Vlaminck et al. 2013)

4. Bloc du plexus brachial

Le plexus brachial est un énorme faisceau nerveux constitué par les rameaux ventraux des trois derniers nerfs spinaux cervicaux (C6, C7 et C8) et des deux premiers nerfs spinaux thoraciques (T1 et T2) : diverses branches se réunissent au-devant de la première côte pour former une lame nerveuse épaisse et large qui passe entre le muscle scalène moyen et le muscle scalène ventral. Il est à l'origine de

nombreux nerfs qui se distribuent à la paroi thoracique, à la ceinture et à la totalité du membre thoracique : le nerf pectoral, le nerf supra scapulaire, le nerf sous-scapulaire, le nerf axillaire, le nerf thoracodorsal, le nerf médian, le nerf musculocutané, le nerf radial, le nerf ulnaire et le nerf latéral thoracique. (Figure 31, Figure 32)

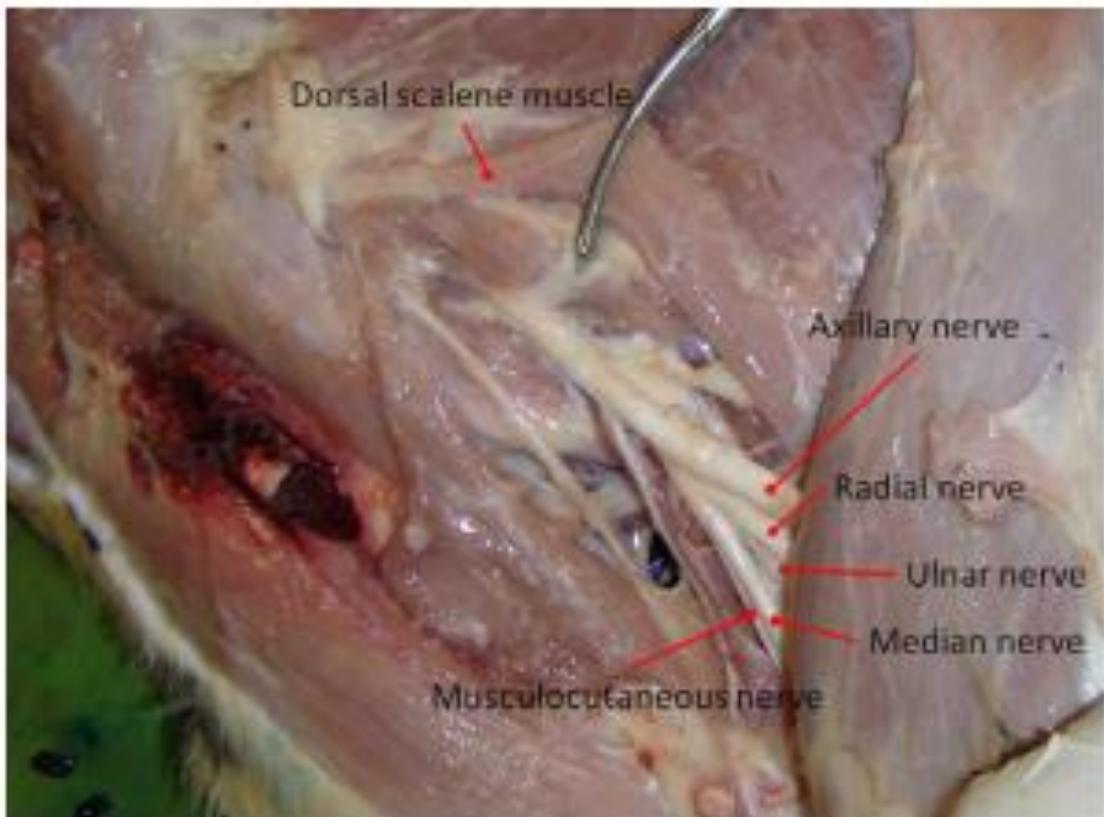


Figure 31 : dissection de la région de l'épaule gauche chez un veau. (Iwamoto et al. 2012)

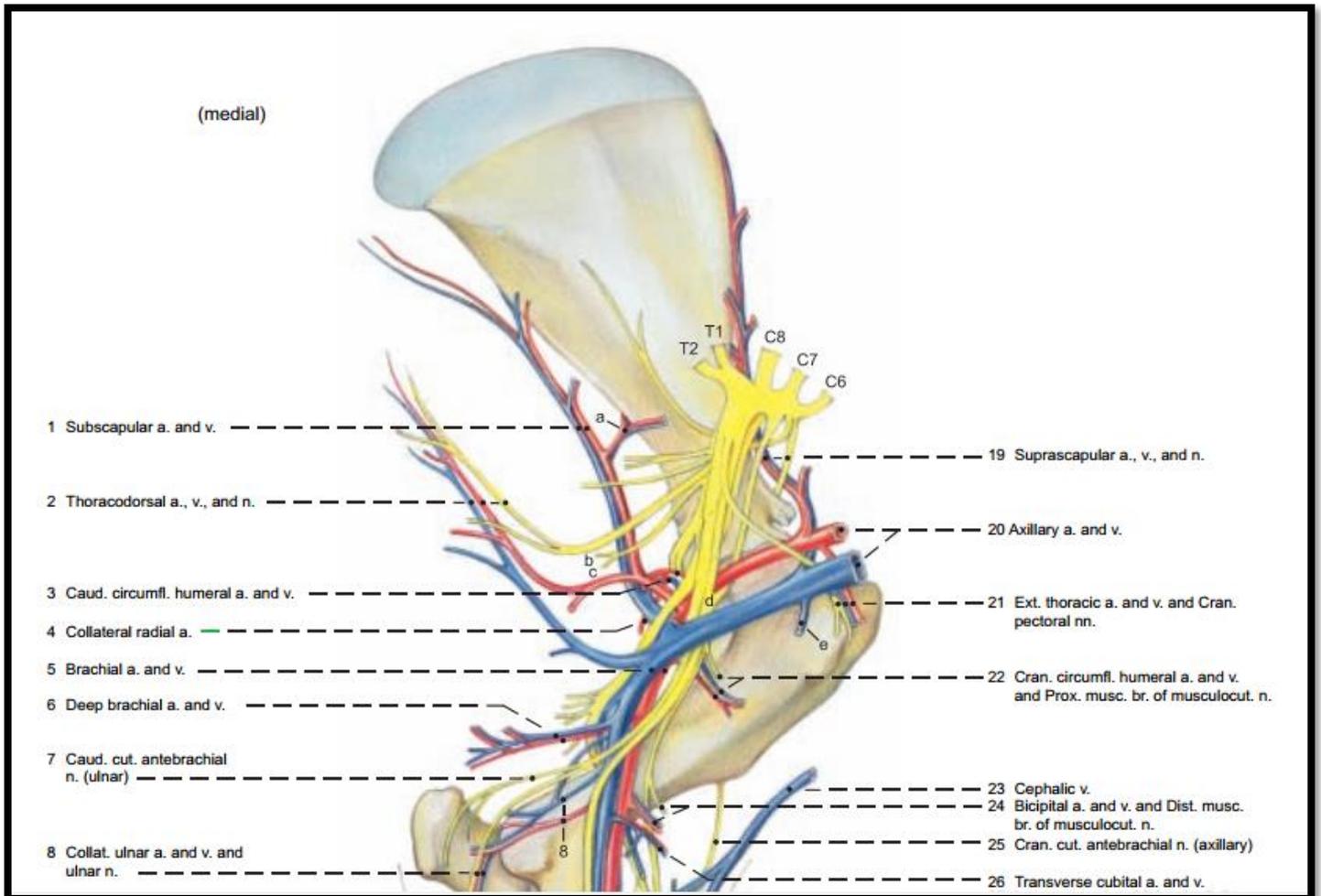


Figure 32 : artères, veines et nerfs du plexus brachial (Budras et Jahrmärker 2008)

Le bloc du plexus brachial est très utile pour l'immobilisation et l'analgésie des membres thoraciques, depuis le coude jusqu'à la partie distale du membre. (Figure 33) (Grimm et al. 2015) La technique est possible à l'aveugle, mais comporte des risques tels que le pneumothorax ou le pyothorax, ainsi que la ponction de vaisseaux ou la dégradation des structures nerveuses. (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

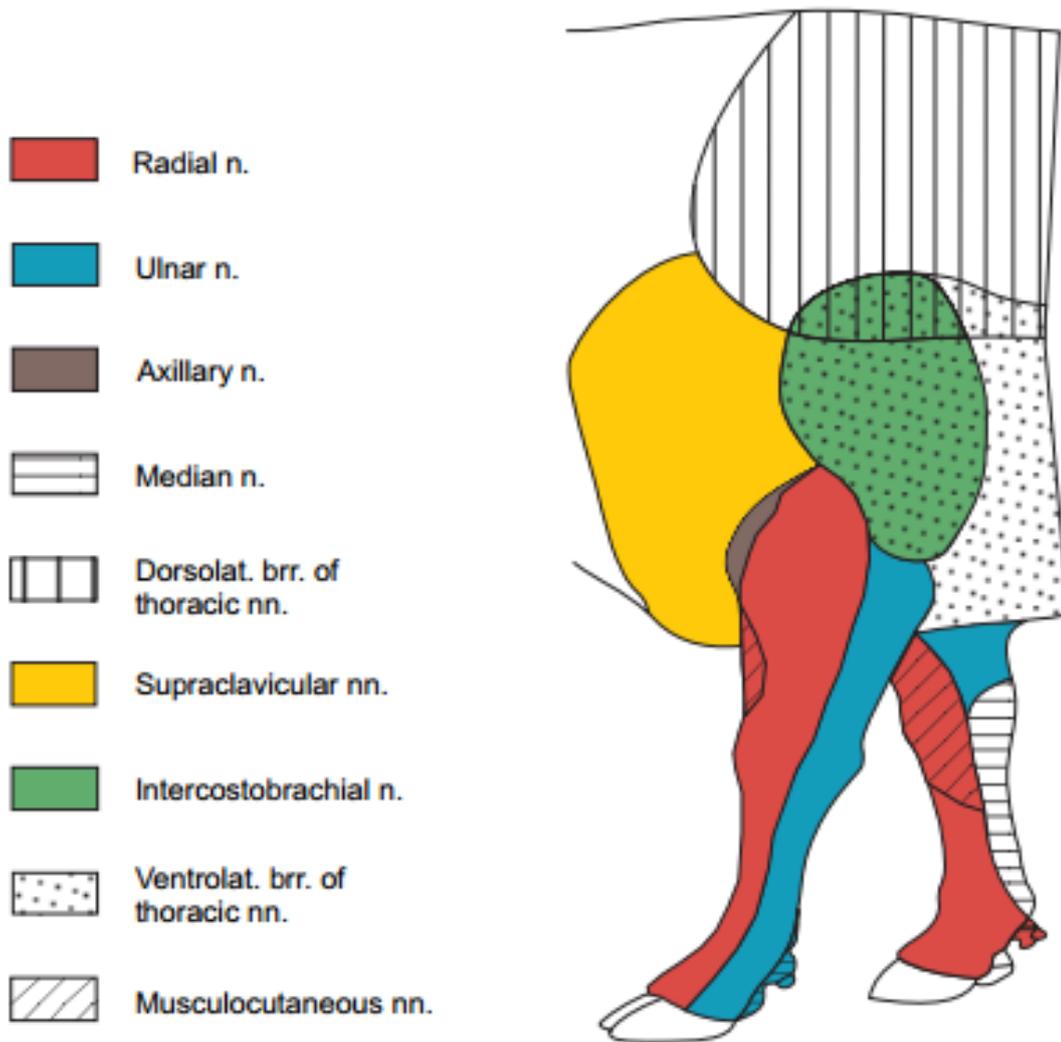


Figure 33 : innervation du membre thoracique chez le bœuf (Budras, Jahrmärker 2008)

Une étude réalisée chez des veaux a permis de décrire une fenêtre acoustique et d'évaluer l'efficacité de ce bloc par échoguidage. La fenêtre décrite est la suivante (Iwamoto et al. 2012) : avec l'épaule tirée en arrière, la sonde est placée crânialement et perpendiculairement à la première côte, au niveau de l'acromion qui constitue un repère anatomique. La sonde est ensuite tournée à 90° et déplacée dorsalement afin d'éviter les vaisseaux (artère axillaire et veines du plexus) et faciliter la visualisation du plexus. Celui-ci est facilement reconnaissable à l'échographie et apparaît sous forme de bandes hyperéchogènes séparées par des rayures hypoéchogènes. (Figure 34) Il est également nettement différenciable des vaisseaux associés. L'aiguille est ensuite insérée selon une approche « in-plane », dorsoventralement en direction du plexus.

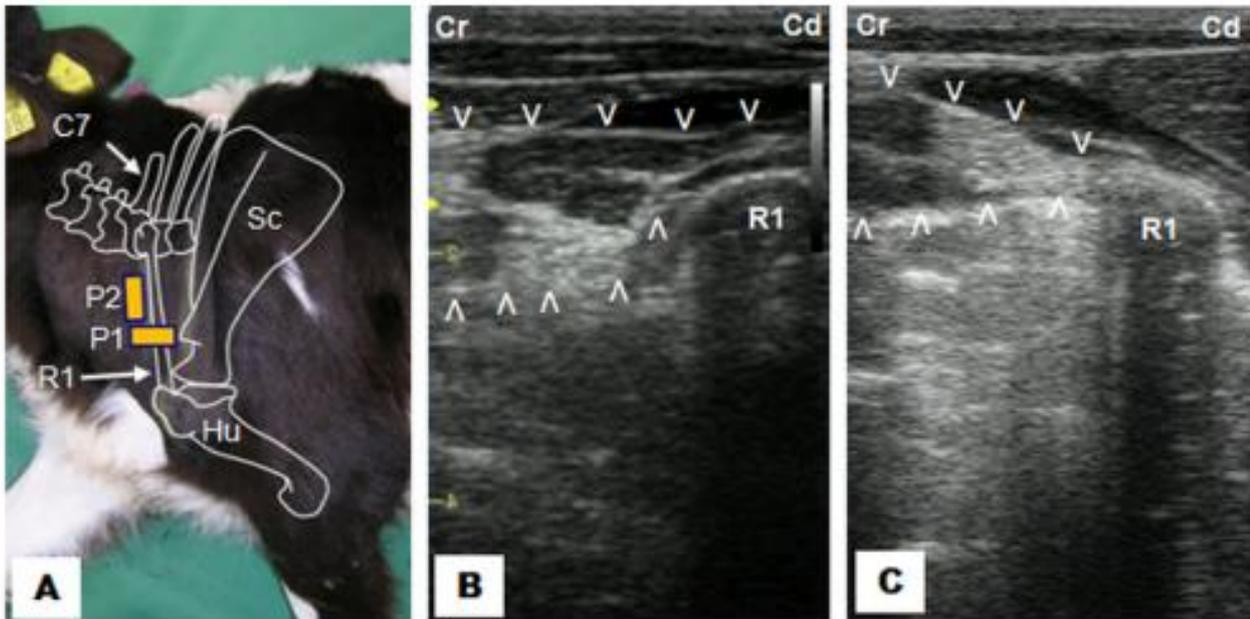


Figure 34 : positionnement de la sonde échographique pour la visualisation du plexus brachial (A) chez le veau et images associées (B, C). (Iwamoto et al. 2012)

P1 ; P2 : positionnement de la sonde ; R1 : première côte ; Sc : scapula ; C7 : septième cervicale ; Hu : humérus

L'aire entourée par les flèches représente le plexus brachial.

L'injection de 10mL de lidocaïne chez des veaux via cette méthode aura permis le blocage moteur complet de la jambe, ainsi que l'analgésie de la région musculotendineuse, pendant environ 30 minutes (Iwamoto et al. 2012) Par convention, le blocage du plexus brachial demande entre 25 et 40 ml de lidocaïne 2% pour une vache adulte. (Grimm et al. 2015).

Une étude réalisée chez l'âne et utilisant la même fenêtre acoustique que vu précédemment aura permis, avec l'injection de 25mL de lidocaïne 2% (soit le double que pour les veaux), un meilleur blocage avec une analgésie avérée de la région musculocutanée, médiale et ulnaire. (Atiba et al. 2019).

Dans le cadre du plexus brachial, un grand nombre de facteurs influent sur la qualité de l'anesthésie avec notamment la dose d'anesthésique locale et le site d'administration. La fenêtre acoustique présentement décrite chez l'âne et le veau

permet de visualiser l'aire où court le nerf musculocutané, ainsi, le liquide anesthésique injecté diffuse à son niveau, expliquant une analgésie de l'aire innervée par celui-ci. A plus haute dose, l'anesthésique diffuse jusqu'aux nerfs radial et ulnaire, permettant ainsi une meilleure analgésie du membre thoracique, bien qu'encore incomplète. Chez l'homme et les carnivores domestiques, plusieurs fenêtres acoustiques du plexus brachial ont été décrites : ceci permet aux opérateurs d'avoir plusieurs sites d'injection afin d'anesthésier exactement le nerf voulu et de permettre une analgésie complète du membre thoracique. Ainsi, la fenêtre acoustique présentement décrite chez le veau n'est pas suffisante, et d'autres devraient être décrites.

5. Blocs des nerfs superficiels de la tête

Les nerfs cornual, auriculo palpébral et infraorbital sont trois nerfs de la tête d'intérêt clinique car leur blocage avec des techniques à l'aveugle permettent d'insensibiliser des parties de la tête en vue de la réalisation d'actes chirurgicaux. (Edwards 2001; Brock 1997; Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

a. Bloc cornual

Usuellement, le blocage des nerfs périphériques de la corne est utilisé en vue de la réalisation d'acte d'écornage.

Le cœur de la corne et la peau à sa base sont innervés par le nerf cornual : il est une branche du nerf lacrymal, lui-même portion de la division ophtalmique du nerf trijumeau. Le nerf cornual émerge de l'orbite et monte juste derrière la crête latérale de l'os frontal jusqu'à la base de la corne où il se divise en de multiples branches. Il devient relativement superficiel au dernier tiers de son ascension. (*Figure 35*)



Figure 35 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc cornual chez la vache (Edwards 2001)

La technique consiste à placer la sonde à 2-3 cm médialement au processus zygomatique et perpendiculairement à la ligne frontale. (Figure 36)

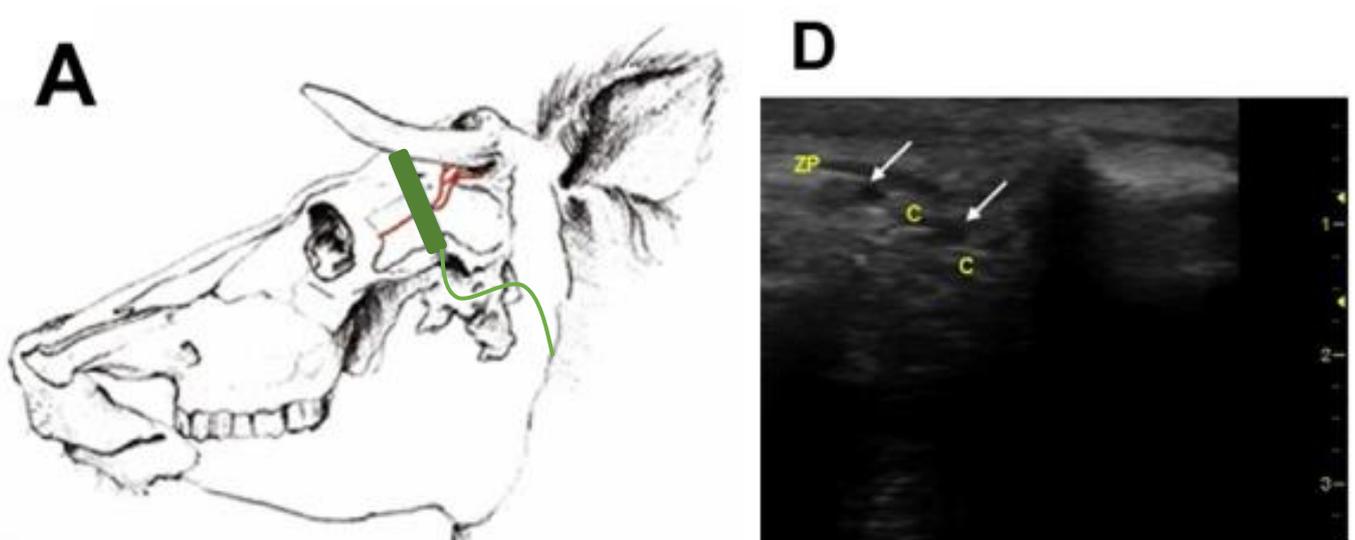


Figure 36 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc cornual (A) et image associée (D) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

ZP : processus zygomatique ; C : nerf cornual ; les flèches indiquent la position de l'artère et de la veine cornuale.

b. Bloc auriculo palpébral

Le nerf auriculo palpébral (issu du nerf facial VII) innerve l'oreille et les paupières respectivement via la branche auriculaire rostrale et la branche zygomatique. Son blocage permet de paralyser les paupières (sans analgésie cependant). Combiné à une analgésie de l'œil, il est notamment utile pour toute intervention sur celui-ci (retrait de corps étranger, examen approfondi, etc) et ses annexes. (Figure 37)

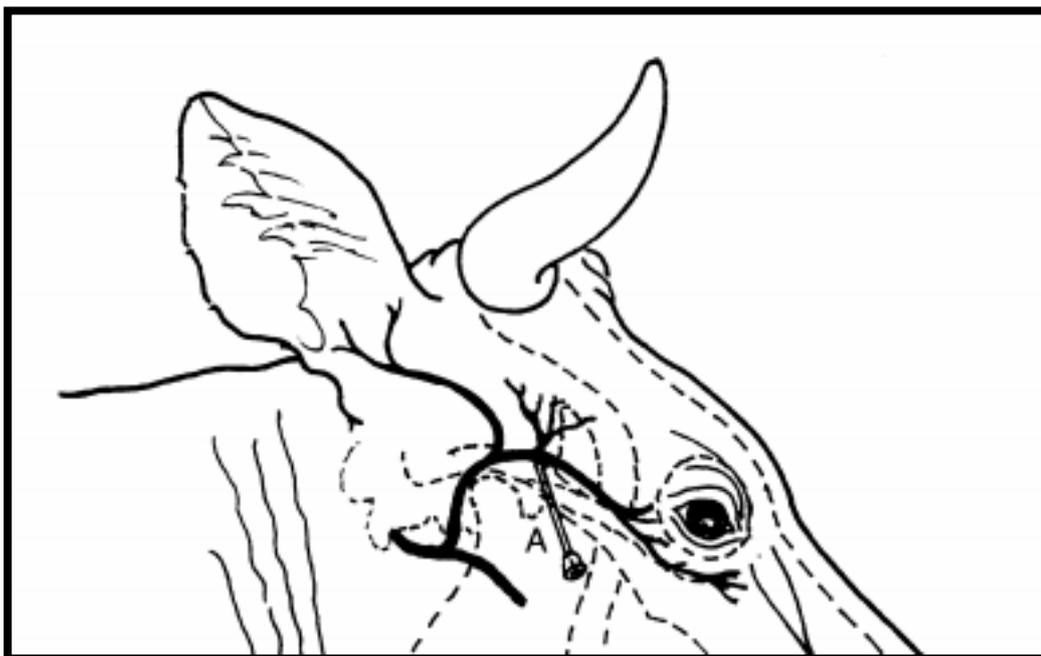


Figure 37 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc auriculo-palpébral chez la vache (Edwards 2001)

La fenêtre acoustique est la suivante : la sonde doit être placée caudolatéralement au processus zygomatique. (Figure 38)

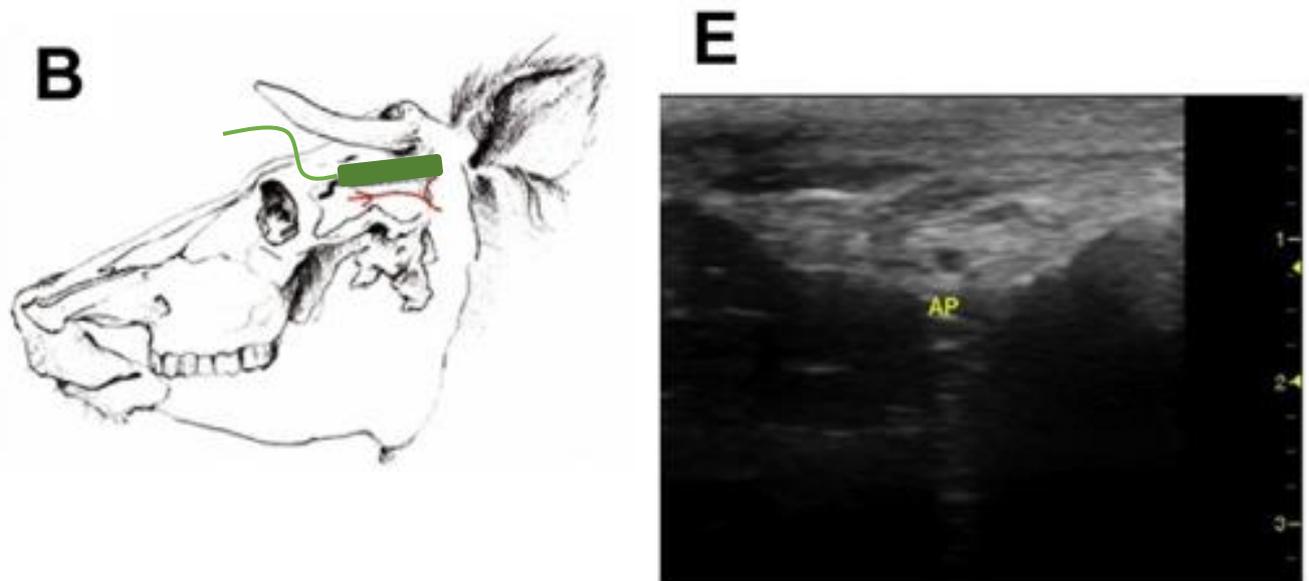


Figure 38 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc auriculo-palpébral (B) et image associée (E) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

AP : nerf auriculo-palpébral

c. Bloc infraorbital

Le nerf infraorbital est un nerf entièrement sensoriel, son blocage permet une analgésie de la peau de la région nasale dorsale, du mufle et de la lèvre supérieure. Usuellement, le bloc infraorbital est utilisé pour la chirurgie des naseaux ou la pose d'anneaux.

Le nerf infraorbital est la continuation la branche maxillaire du cinquième nerf crânien. Il sort par le foramen infraorbital. (Figure 39)

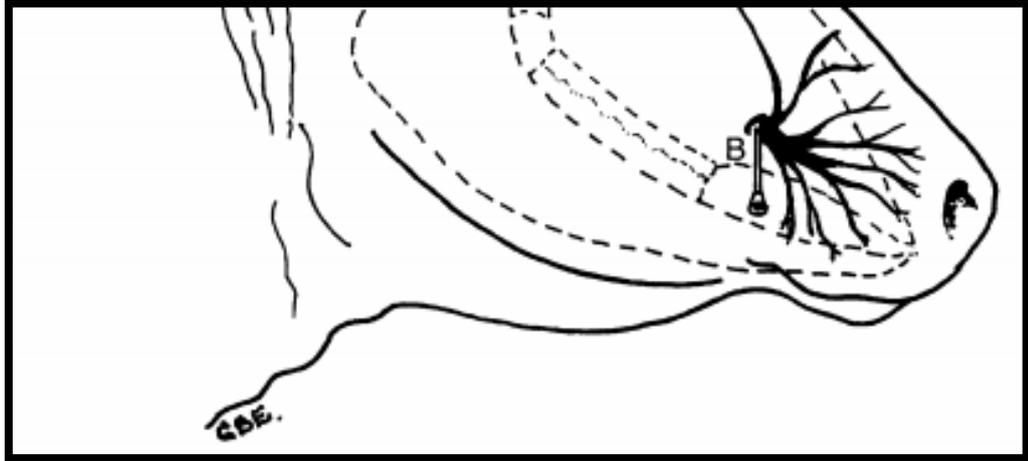


Figure 39 : site d'injection pour la réalisation d'un bloc infraorbital chez la vache (Edwards 2001)

La fenêtre acoustique est la suivante : la sonde est placée sur le foramen infraorbital, situé à environ 4-5 cm dorsalement à la première molaire. Il est facilement repérable à la palpation. (Figure 40)

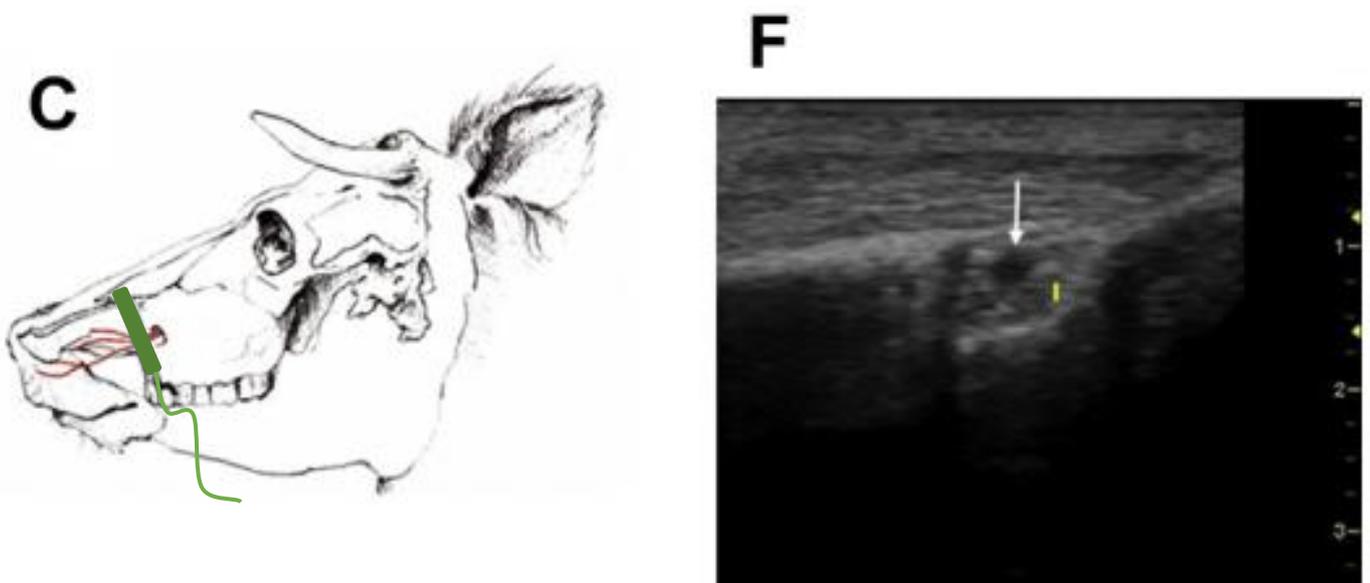


Figure 40 : positionnement de la sonde échographique (en vert) pour la réalisation d'un bloc infraorbital (C) et image associée (F) (Re, Blanco et Gómez de Segura 2016)

I : nerf infraorbital

**Partie 2 : étude expérimentale aux
hôpitaux de pathologie des ruminants de
l'ENVT**

1. Matériel et méthodes

a. Animaux

Les images échographiques ont été réalisées sur des bovins hospitalisés au service de pathologie des ruminants de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse courant de l'année 2020. Le but de l'étude est de réaliser des images échographiques des nerfs périphériques en utilisant les fenêtres acoustiques décrites dans la bibliographie et d'en vérifier la faisabilité. Les études réalisées portant exclusivement sur des veaux, nous avons ainsi réalisé des clichés sur les veaux présents aux hôpitaux (soit deux). Certains clichés ont également été réalisés sur une vache adulte Prim'Holstein, afin d'évaluer la faisabilité de certains blocs sur un bovin adulte. Celle-ci a été sélectionnée pour sa conformation (race Prim'Holstein avec marqueurs anatomiques facilement discernables) et sa docilité. Ci-dessous, la liste des bovins échographiés et leurs caractéristiques :

- 20-575 : veau femelle de race Prim'Holstein et d'âge 2 mois, hospitalisés pour omphalo-phlébite
- 20-609 : veau femelle de race blonde d'Aquitaine et d'âge 15 jours, hospitalisé pour des plaies aux postérieurs.
- 20-631 : vache de race Prim'holstein et d'âge 5 ans, hospitalisée pour un abcès à la cuisse avec incapacité à se lever (décubitus sternal).

b. Préparation et contention

Les zones échographiées ont été tondues selon les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature pour chaque bloc. Le contact entre la sonde et la peau est assurée par l'application d'alcool à 70°. Le but de l'étude étant de vérifier la faisabilité des images échographiques sur le terrain, les bovins échographiés étaient tous manipulables et attachés à l'aide d'une corde et d'un licol. Aucune sédation n'a été réalisée pour la réalisation des clichés.

c. Echographe et sonde

Les clichés ont été réalisés avec un échographe MyLab™ One Vet. Conformément à la littérature, une sonde linéaire a été utilisée (fréquence comprise entre 3 et 10 MHz), ainsi qu'une sonde sectorielle (fréquence comprise entre 2,5 et 6,6 MHz).

2. Réalisation des images échographiques périphériques selon les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature

a. Espace épidural caudal

Les clichés ont été réalisés sur la vache 20-631 (en décubitus sternal) et sur le veau 20-575 (en position debout) et leur réalisation s'est révélée aisée pour les deux animaux. L'espace vertébral sacrococcygien a été repéré par mobilisation de la queue, puis la sonde placée perpendiculairement à la colonne vertébrale au niveau de cet espace. (Figure 41)



Figure 41 : positionnement de la sonde échographique pour l'imagerie de l'espace sacrococcygien sur la vache 20-631. (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteur)

La ligne noire représente l'axe de la colonne vertébrale.

Conformément à ce qui est décrit dans la littérature, le canal épidual apparaît comme une zone anéchogène, entourée de part et d'autre par les processus articulaires de la vertèbre correspondante et caudalement par le plancher du canal spinal (bande hyperéchogène). (Figure 42, Figure 43)

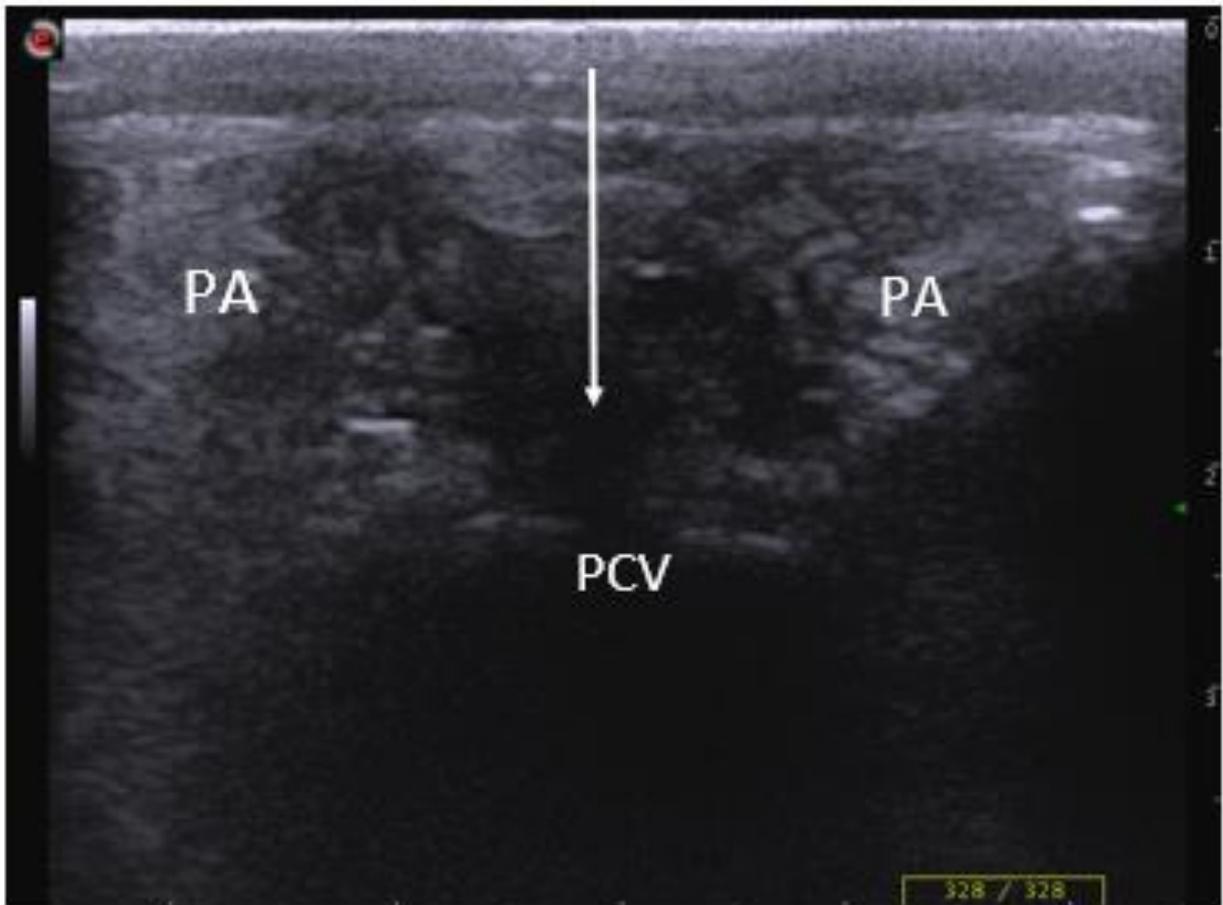


Figure 42 : image échographique de l'espace sacrococcygien chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHZ ; Profondeur : 40 mm.

PA : processus articulaire ; PCV : plancher du canal vertébral ; la flèche indique l'espace épidural.

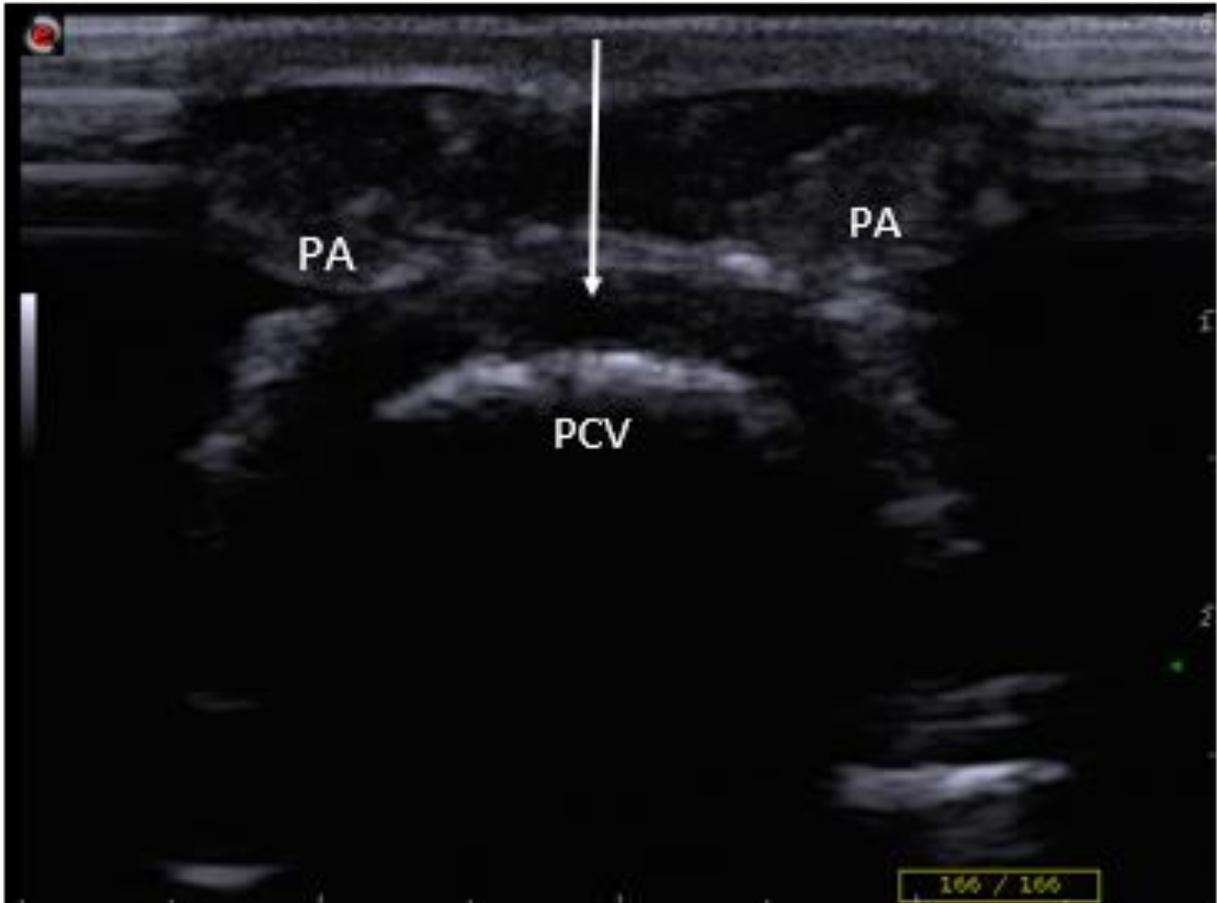


Figure 43 : image échographique de l'espace sacrococcygien chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHZ ; Profondeur : 30 mm.

PA : processus articularis ; PCV : plancher du canal vertébral ; la flèche indique l'espace épidual.

b. Bloc paravertébral

Les clichés ont été réalisés sur la vache 20-631 (décubitus sternal) et le veau 20-575 (position debout). La fenêtre acoustique, comme décrite dans la littérature, est située à l'espace intertransverse de T13-L1, L1-L2 et L2-L3. Des repères anatomiques comme les processus transverses de L1, L2, L3 et la dernière côte permettent de facilement repérer les espaces intertransverses à la palpation, mais aussi visuellement, notamment chez nos deux sujets, dont la race et le gabarit permettent de repérer aisément ces marqueurs anatomiques.

Pour la réalisation des clichés des nerfs spinaux de T13 sur le flanc gauche, par exemple, l'espace intertransverse T13-L1 est repéré à la main par palpation de la dernière côte et du processus transverses de L1. La sonde a ensuite été placée perpendiculairement à la colonne vertébrale, dans l'espace intertransverse préalablement identifié, au plus proche du processus transverse de L1. La rotation de la sonde vers le processus transverse de L1 aura permis de rapidement visualiser les rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de T13 : ceux-ci apparaissent comme deux bandes hyperéchogènes parallèles, au-dessus du rumen.

La même technique a été appliquée afin de visualiser les nerfs spinaux de L1 : les processus transverses de L1 et L2 ont été repérés à la main par palpation, puis la sonde placée perpendiculairement à la colonne vertébrale dans cet espace, au bord le plus latéral des processus transverses. (*Figure 44*) Une rotation de la sonde vers le bord caudal du processus transverses permet d'observer les rameaux spinaux, juste au-dessus du rumen. (*Figure 45*) L'observation de rameaux dorsaux et ventral du nerf spinal L2 se fait de la même manière, avec pour marqueur anatomique les processus transverses de L2 et L3.

L'identification des nerfs spinaux a été aisée, que ce soit chez le veau ou chez la vache. L'entreprise fut facilitée par l'identification des marqueurs anatomiques. En effet, la vache 20-631 et le veau 20-575 présentaient un gabarit qui rendant l'identification des processus transverses et de la dernière côte facile : ils sont facilement visualisables et palpables.

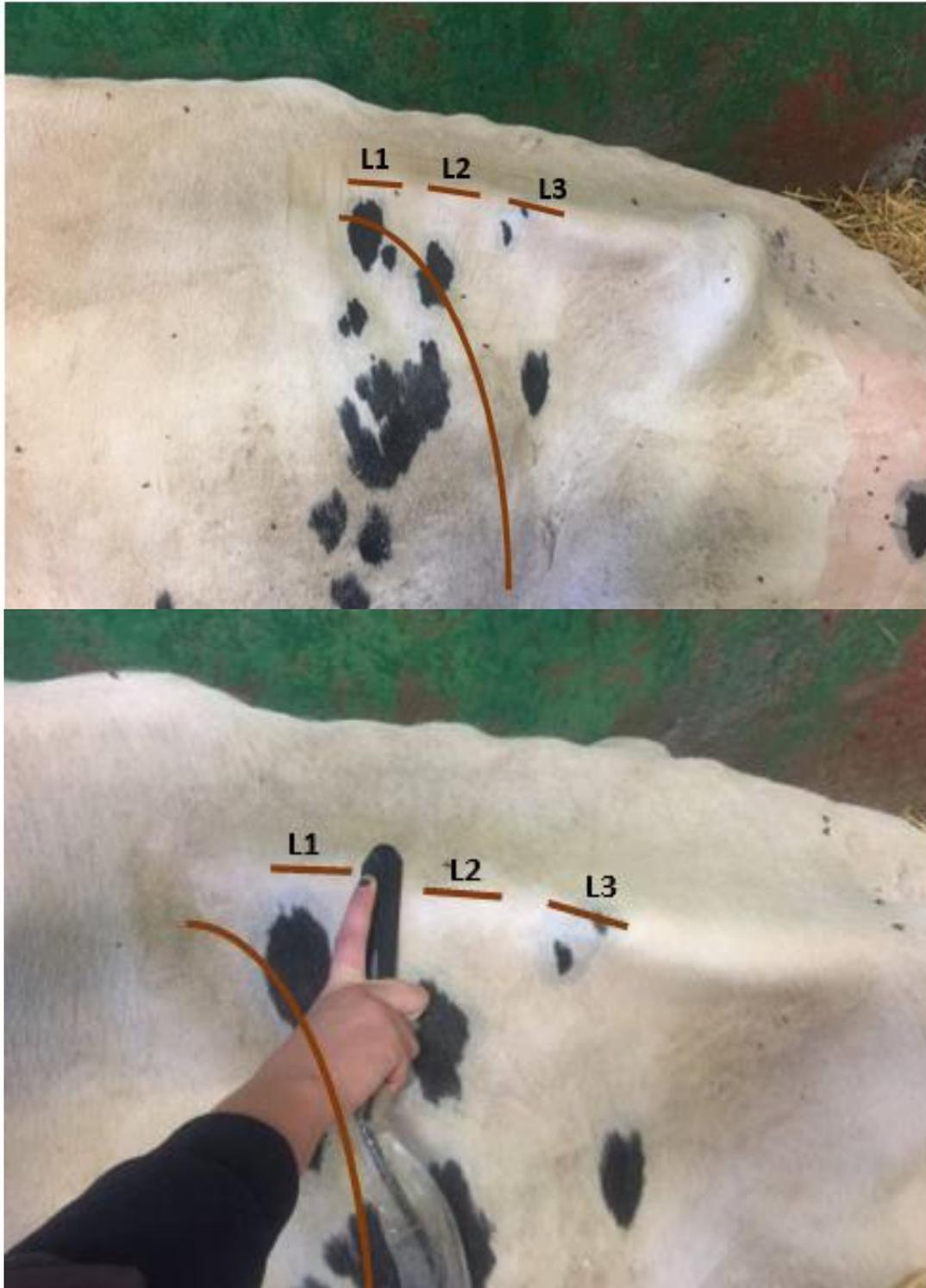


Figure 44 : marqueurs anatomiques du flanc gauche (A) et positionnement de la sonde (B) chez la vache 20-631 pour la visualisation des nerfs de spinaux de L1 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

La ligne courbe indique la position de la dernière côte ; les lignes droites indiquent respectivement, de gauche à droite, la position des processus transverses de L1, L2 et L3.

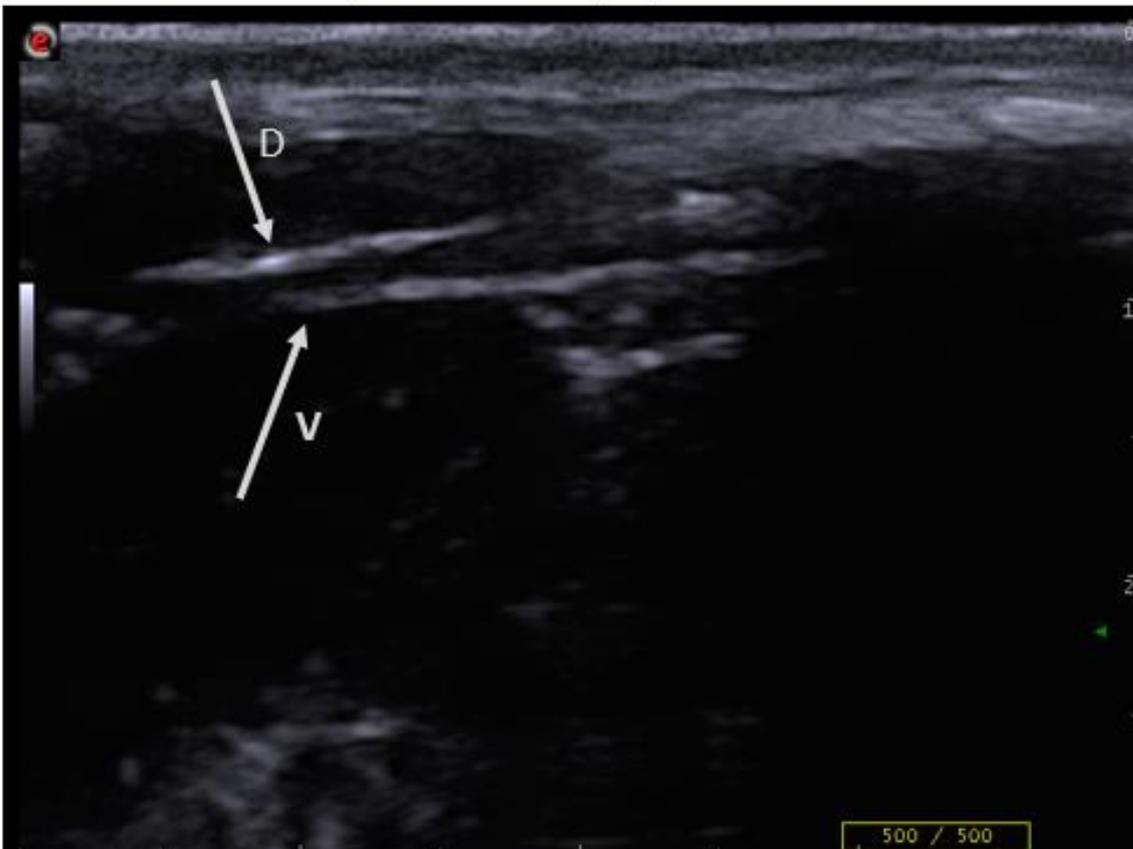
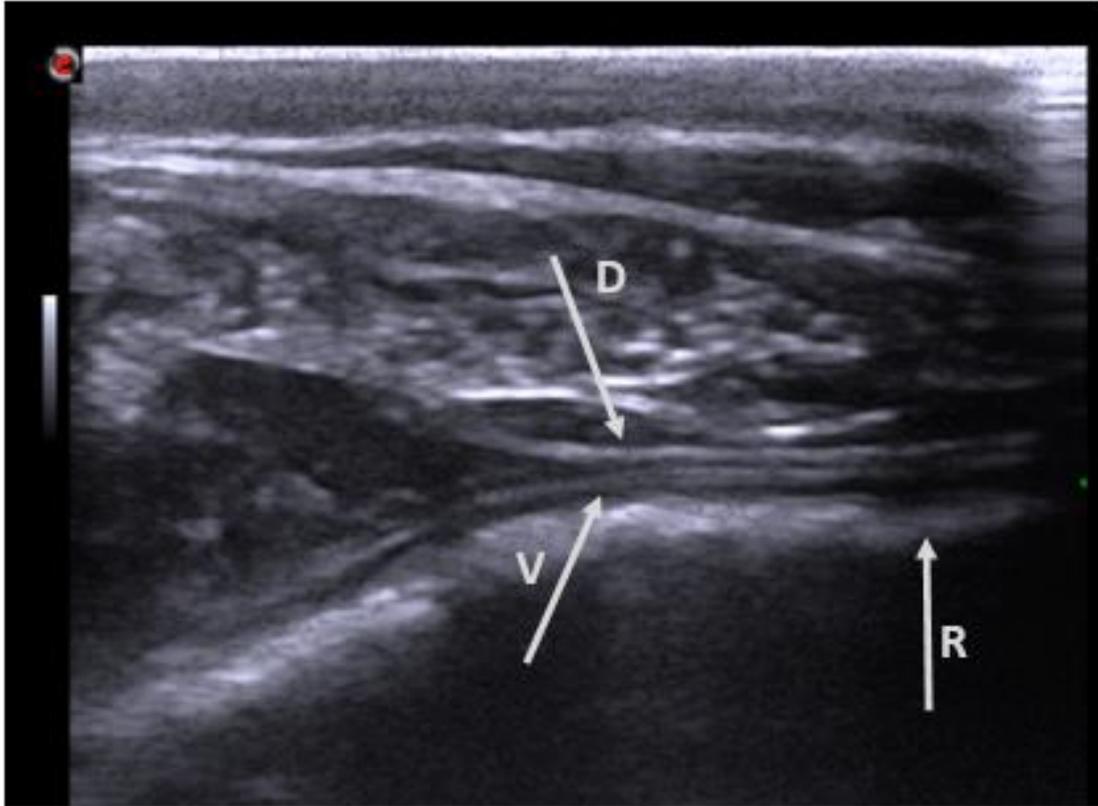


Figure 45 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de L1, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (A) et au niveau du flanc droit chez le veau 20-575 (B) (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 40mm

D : rameau dorsal ; V : rameau ventral ; R : paroi du rumen

c. Nerf sciatique

Les clichés ont été réalisés sur les veaux 20-575 et 20-609, en suivant les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature. Après identification du grand trochanter et de la tubérosité ischiatique, facilement reconnaissables, l'aire distale à ces deux marqueurs anatomiques a été échographiée. (Figure 46)

Dans un premier temps, la sonde a été placée haut sur la cuisse, distalement aux deux marqueurs anatomiques, au niveau du muscle biceps fémoral, mais le nerf n'a pas pu être visualisé. C'est en bougeant la sonde distalement le long du biceps fémoral que le nerf sciatique a pu être identifié (entre le premier et le deuxième tiers proximal du fémur). (Figure 47) Il apparaît comme une forme ellipsoïde hyperéchogène contenant un motif fasciculaire hypoéchogène, enchâssé dans des motifs musculaires, à environ 3-5cm de profondeur. (Figure 48, Figure 49) Son trajet peut être suivi en bougeant distalement la sonde.



Figure 46 : positionnement des marqueurs anatomiques de la cuisse droite des veaux 20-575 (à gauche) et 20-609 (à droite) pour l'échographie du nerf sciatique (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Le cercle indique l'endroit de la tubérosité ischiatique, le rectangle indique l'endroit de l'articulation coxo-fémorale ; B : muscle biceps fémoral ; SM : muscle semi-membraneux

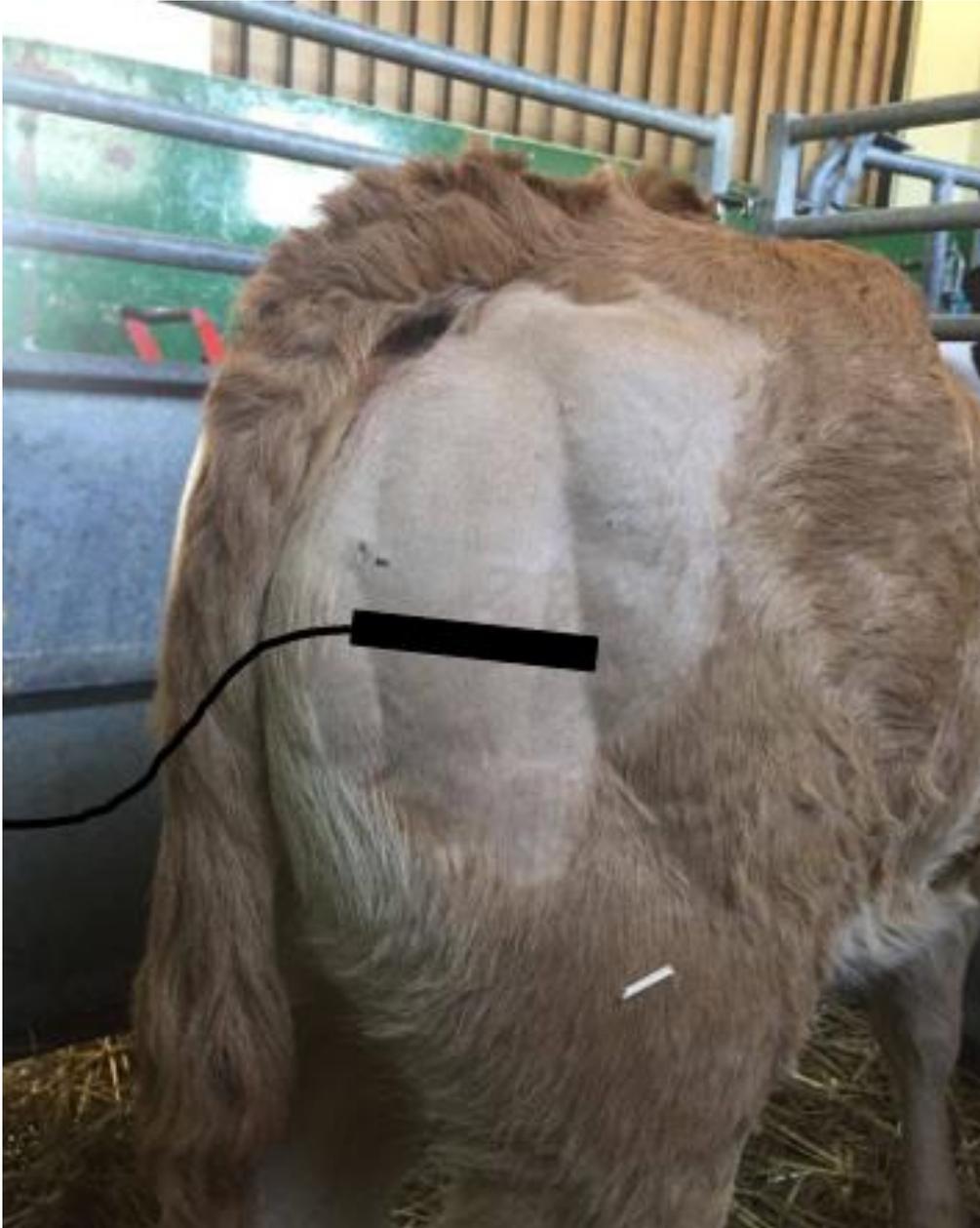


Figure 47 : positionnement de la sonde échographique pour la visualisation du nerf sciatique chez le veau (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

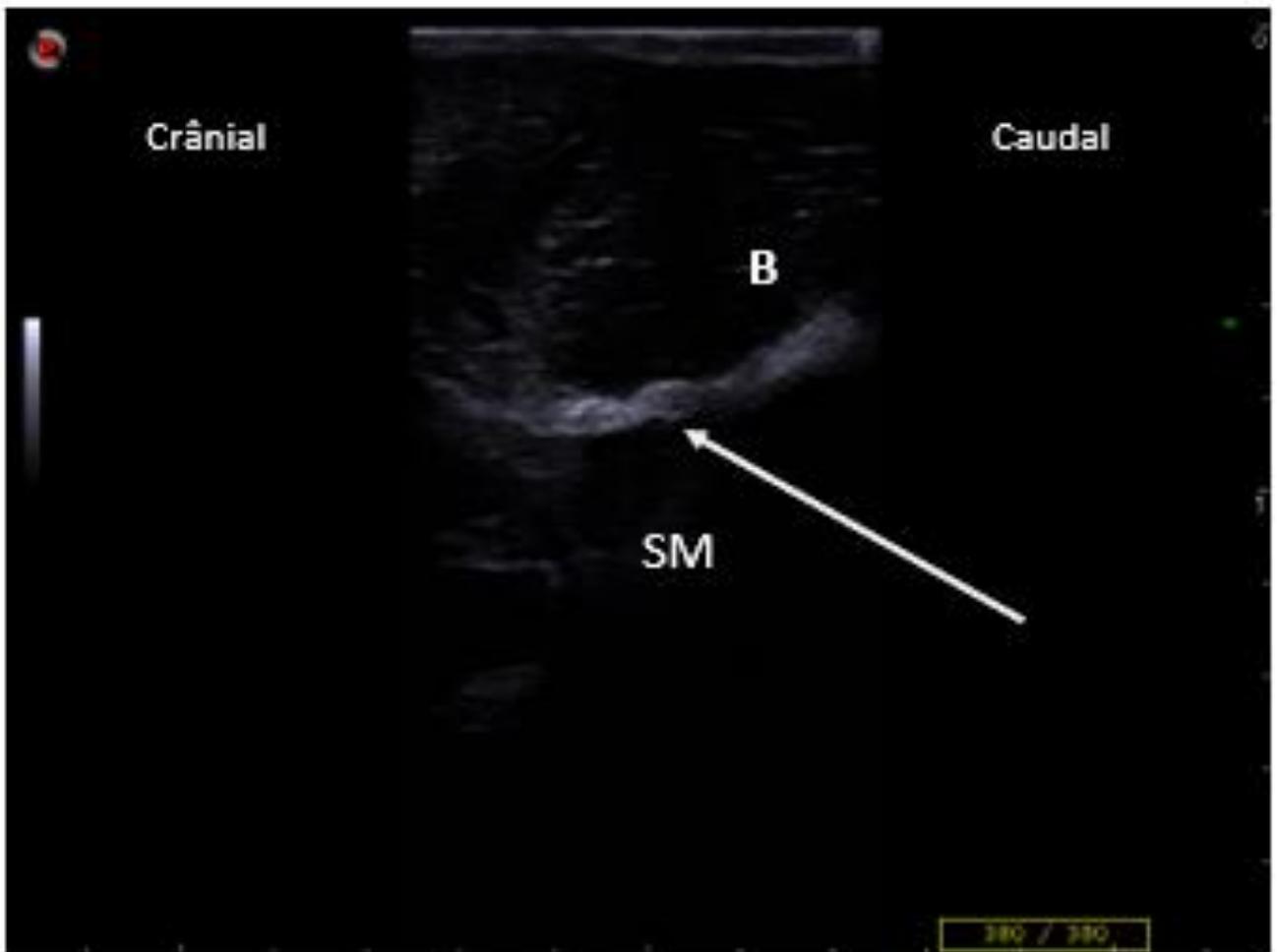


Figure 48 : image échographique du nerf sciatique gauche chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 10 cm.

B : muscle biceps fémoral ; SM : muscle semi-membraneux ; la flèche montre le nerf sciatique

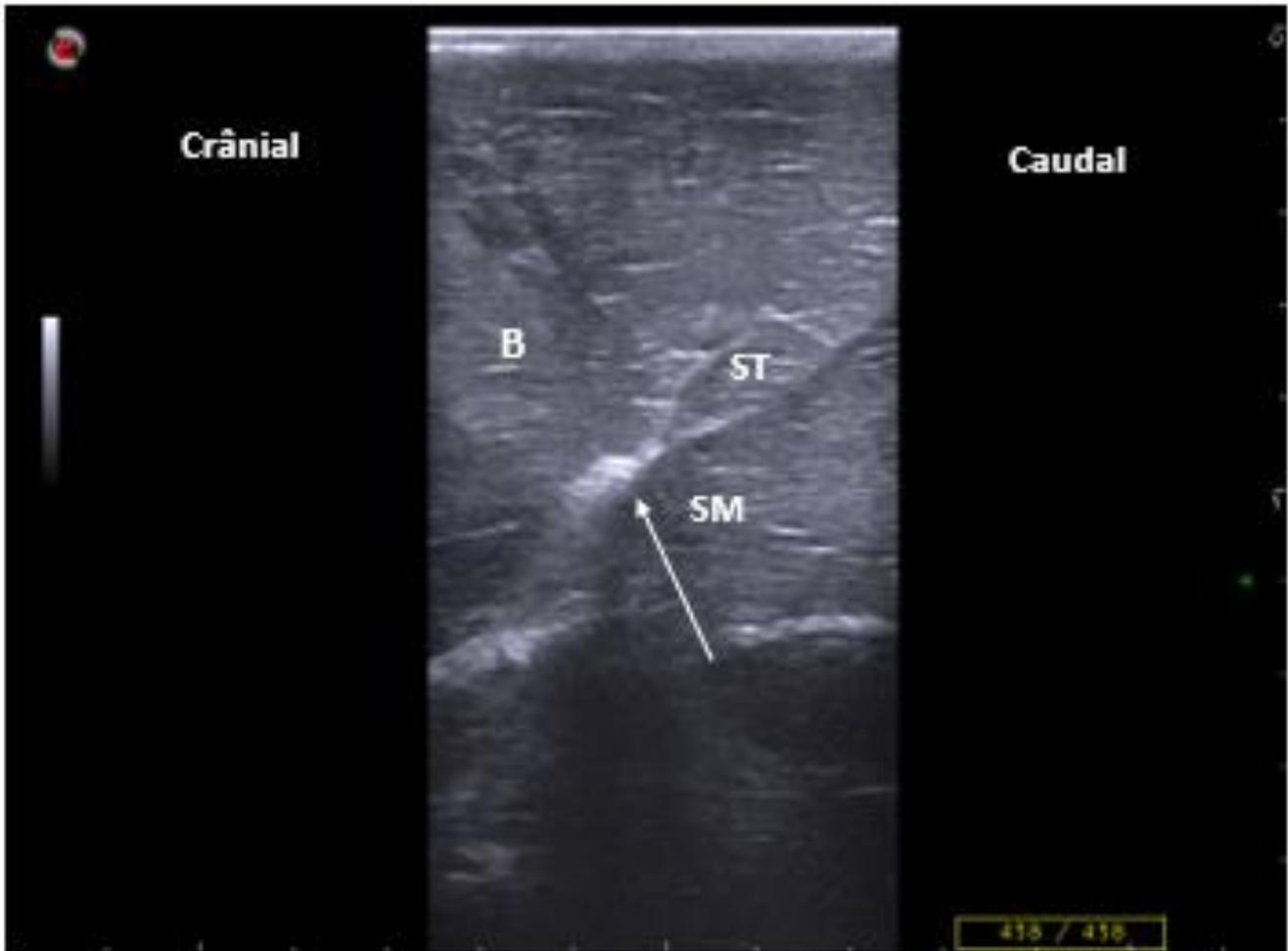


Figure 49 : image échographique du nerf sciatique gauche chez le veau 20-906 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 10 cm.

B : muscle biceps fémoral ; SM : muscle semi-membraneux ; ST : muscle semi-tendineux ; la flèche montre le nerf sciatique

d. Nerf fémoral

Selon la littérature, l'approche paravertébrale dorsale est la plus facile à réaliser et permet blocage efficace du nerf fémoral. Seule cette approche a donc été essayée, chez le veau 20-575, car potentiellement la plus réalisable en pratique. Pour ce faire, une sonde sectorielle a été utilisée.

La fenêtre acoustique se situe entre les processus transverses de L5 et L6. Bien que facilement identifiable visuellement et à la palpation chez le veau 20-575, l'utilisation de marqueurs anatomiques comme la ligne médiale du sacrum et la pointe de la hanche aide à le repérer. La sonde a ensuite été placée transversalement à l'espace intertransverse de L5 et L6. (Figure 50, Figure 51)



Figure 50 : positionnement des marqueurs anatomiques chez le veau 20-575 pour l'échographie de l'espace intertransverse L6-L5 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

La ligne grise représente l'axe de la colonne vertébrale, au niveau du sacrum ; le cercle rouge indique la pointe de la hanche ; la ligne orange indique l'espace intertransverse entre L6 et L5 ; les lignes épaisses marron indiquent le bord latéral des processus transverses de L6 et L5 respectivement.

La sonde est placée au niveau de l'espace intertransverse entre L6 et L5.

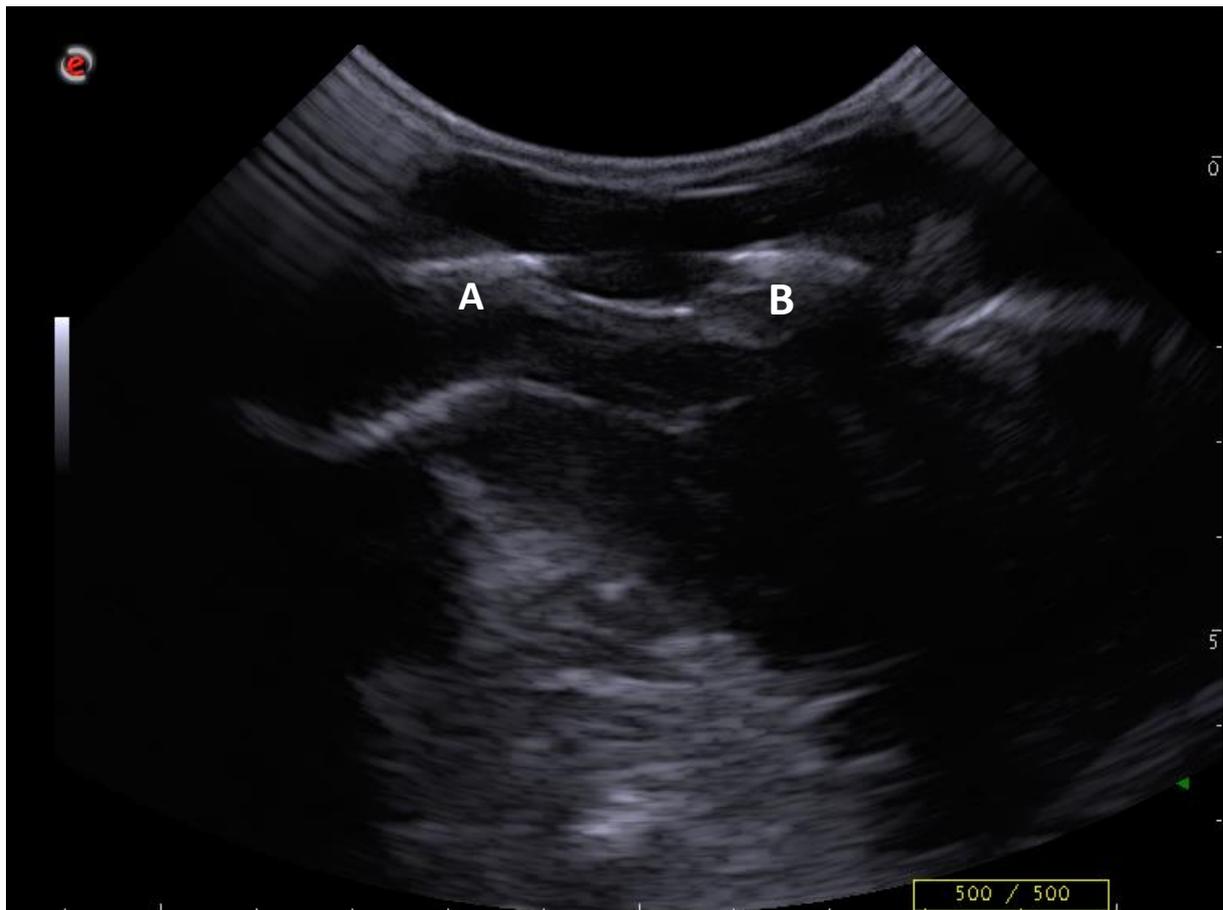


Figure 51 : image échographique de l'espace intertransverse L5 et L6 droit chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 4,3 MHz ; Profondeur : 8 cm

A : processus transverse de L5 ; B : processus transverse de L6

e. Ponction atlanto-occipitale

Lors d'affections neurologiques, et notamment lors de maladies inflammatoires du système nerveux central, la ponction du liquide céphalo-rachidien s'avère être un examen complémentaire très utile. Associé à des commémoratifs et un examen clinique, l'analyse du liquide céphalo-rachidien apporte des informations essentielles aidant dans la plupart des cas à déterminer l'origine de l'affection. (Guatteo, 2002)

Le liquide céphalo-rachidien peut se prélever à deux sites différents : à la jonction lombosacrée ou à la jonction atlanto-occipitale (la plus souvent utilisée chez le veau). Le prélèvement à la jonction atlanto-occipitale est la plus recommandée en cas de suspicion de lésion cérébrale, mais est également la plus dangereuse. En effet,

un mouvement brusque de l'animal ou un mauvais positionnement de l'aiguille peut entraîner des lésions irréversibles de la moelle épinière.

A la jonction atlanto-occipitale, le liquide cérébro-spinal s'accumule dans une grande citerne sub-arachnoïdienne appelée citerne cerebro-médullaire, qui est le site de ponction. Afin de ponctionner le liquide cérébro-spinal l'animal doit dans un premier temps être parfaitement immobilisé et sa tête doit être maintenue de sorte ce qu'elle soit encapuchonnée (au plus près possible du thorax) : cela permet d'ouvrir au maximum l'angle atlanto-occipital. Les repères anatomiques sont les deux ailes de l'atlas. Une fois repérées, le site de ponction se situe au milieu de la ligne qui rejoint les deux extrémités. A ce niveau, une zone dépressible correspondant au site de ponction est palpable avec le doigt. (Guatteo, 2002)

Le placer échoguidé de l'aiguille pour la ponction a été décrit chez le chien et une étude a permis de démontrer que le taux de réussite était supérieur lorsque la ponction était réalisée sous échoguidage. (Etienne et al. 2014, 2015). Ainsi, bien que non décrit dans la littérature chez les bovins, des clichés échographiques ont été réalisés de la fenêtre antanto-occipitale, chez la vache 20-635. La sonde a été placée au niveau du site de ponction atlanto-occipital, déterminé selon la méthode décrite ci-dessus, en utilisant les ailes de l'atlas comme marqueurs anatomiques. Elle a été placée parallèlement à la colonne vertébrale afin d'obtenir des coupes longitudinales, puis tournée à 90° afin d'obtenir des coupes transverses. (*Figure 52*)

La citerne cerebello-médullaire apparaît comme un espace anéchogène encadré dorsalement par une ligne hyperéchogène (la membrane atlanto-occipitale de la dure-mère). (*Figure 53*)



Figure 52 : marqueurs anatomiques et positionnement de la sonde pour l'échographie de l'espace atlanto-occipital en coupe longitudinale chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Les lignes courbes indiquent le bord latéral des ailes de l'atlas ; la ligne droite indique l'axe de la colonne vertébrale ; la sonde est placée sur cet axe, entre les ailes de l'atlas ; la tête de la vache est maintenue contre son poitrail.

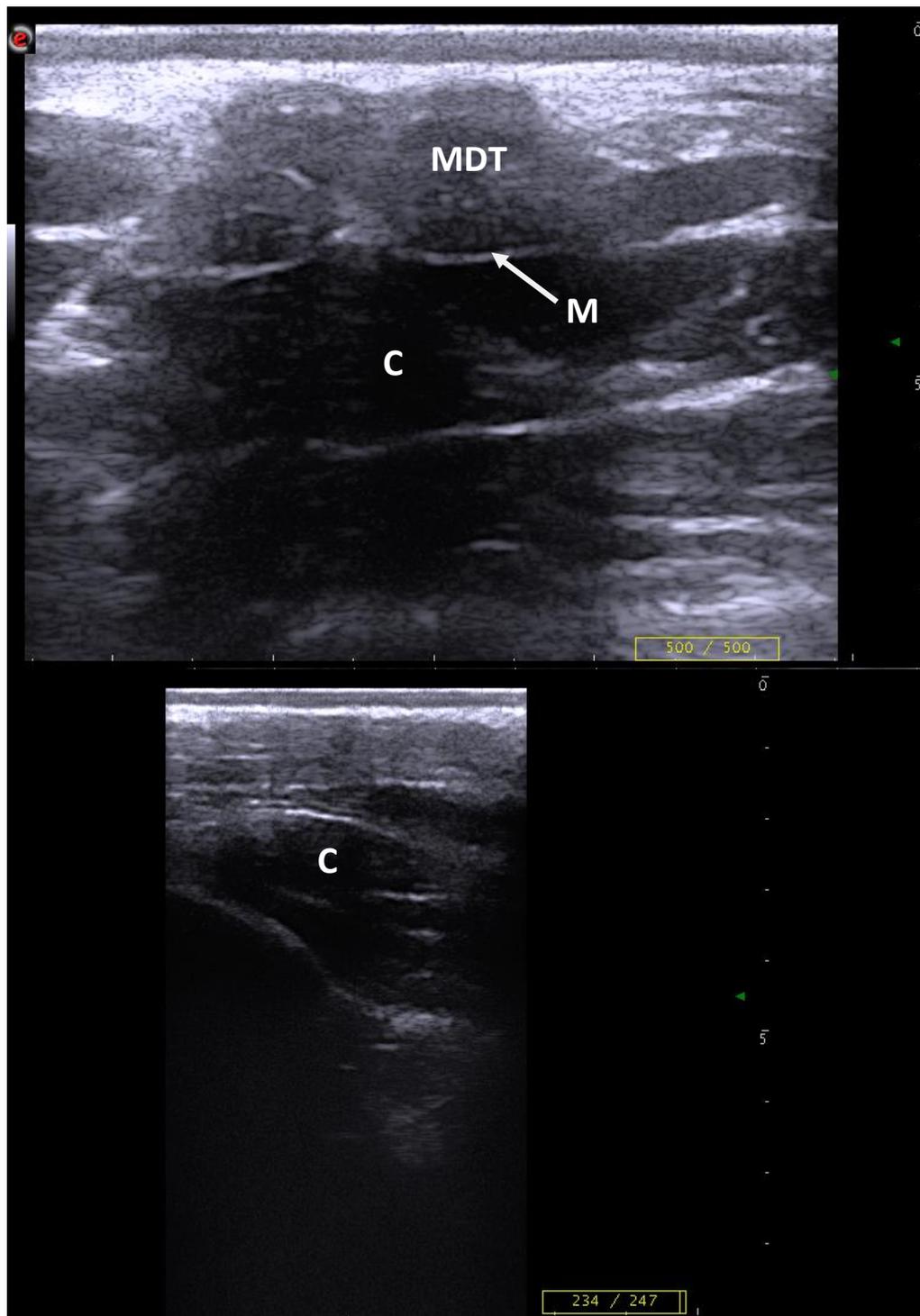


Figure 53 : image échographique de la citerne cerebello-medullaire en coupe transversale (en haut) et en coupe longitudinale (en bas) sur la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 40mm

C : citerne cerebello-medullaire ; M : membrane dorsale atlanto-occipitale ; MDT : muscle grand dorsal de la tête

Discussion

L'échoguidage est une bonne technique afin de visualiser les nerfs et d'injecter le liquide anesthésique à son plus proche environnement et de garantir une meilleure analgésie. Son avantage est de pouvoir être réalisée avec une sonde linéaire, matériel généralement à disposition sur le terrain avec les échographes utilisées pour les suivis de reproduction. Des études préliminaires ont permis de décrire des fenêtres acoustiques chez des veaux, qui se sont révélées pour la plupart facilement réalisables.

Peu d'animaux ont été échographiés au cours de cette étude. La disponibilité de l'opératrice (entre le confinement et les périodes de travail en tutorat et salariat), mais également la disponibilité des animaux (notamment leur présence pendant la période confinement COVID) ayant été un facteur limitant le choix des animaux à échographier. La contention et le gabarit des animaux a également dicté le choix des bovins. En effet, les fenêtres acoustiques ayant été décrites chez des veaux, il a été choisi de réaliser des clichés sur des veaux. Or, au moment de l'étude, le service ne comptait que deux veaux hospitalisés. Pour ce qui est du choix de la vache adulte, il a été choisi un animal docile et facilement manipulable afin d'éviter de mettre en danger l'opératrice et de réaliser les clichés dans les meilleures conditions.

La plupart des clichés ont pu être facilement réalisables en suivant les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature.

L'espace épidual a pu être facilement échographié sur les deux animaux testés (vache et veau) et les images correspondent avec celles trouvées dans la littérature. Il aurait été cependant intéressant de réaliser des clichés sur une vache allaitante, afin d'évaluer la faisabilité sur une vache plus musculeuse. On peut toutefois imaginer que les clichés sont facilement réalisables.

Les **nerfs paravertébraux** ont également été facilement échographiés sur les deux animaux testés (vache et veau). En suivant la fenêtre acoustique décrite dans la littérature, les rameaux dorsaux et ventraux ont rapidement été identifiés. Toutefois, elle nécessite une identification préalable des marqueurs osseux anatomiques : à savoir la dernière côte et les processus transverses des vertèbres T13, L1 et L2. Sur

nos deux animaux, ces marqueurs étaient facilement identifiables, tant visuellement que par palpation, au vu de leur conformation. Sur des animaux plus musculeux, comme des races allaitantes, les marqueurs anatomiques sont moins facilement reconnaissables et peuvent donc rendre la réalisation de clichés plus difficiles. Il serait intéressant de vérifier la faisabilité des fenêtres acoustiques sur ce genre de bovins afin de vérifier la faisabilité. Dans ces cas, les marqueurs anatomiques doivent être repérés par échographie.

Le **nerf sciatique** a également été relativement facilement identifiable à l'échographie, sur les deux animaux testés (deux veaux). Le nerf n'a pas pu être identifié selon les premières descriptions de la littérature, c'est en bougeant distalement la sonde le long du biceps fémoral que le nerf a pu être identifié. Le biceps fémoral s'est ainsi avéré être un bon marqueur anatomique dans l'identification du nerf sciatique : en effet, il a été nécessaire de l'identifier afin de savoir où placer exactement la sonde. Ce marqueur anatomique est facilement identifiable sur les animaux musculeux une fois tondus (comme le veau 20-906), bien que son identification n'ait pas été un problème chez le veau 20-575. Il serait maintenant également intéressant de tester ces fenêtres acoustiques chez des animaux adultes. Cependant, plus l'animal est gros et plus le nerf sciatique va être profond (notamment chez les animaux musculeux) pouvant ainsi rendre son identification plus difficile.

Le **nerf fémoral** lui-même n'a pas été recherché via une approche ilioventrale. En effet, selon la littérature, son identification n'est pas aisée, et encore moins pour des opérateurs débutants, ce nerf étant relativement profond dans l'organisme. Parmi les trois approches décrites, l'approche paravertébrale dorsale est dite plus facilement réalisable et permettant une aussi bonne analgésie qu'un bloc par approche ilioventrale. Il a ainsi été décidé de ne tester que cette approche. Comme pour le bloc paravertébral, les marqueurs anatomiques sont facilement identifiables chez les veaux de faible musculature. Ainsi, la fenêtre acoustique a pu être rapidement identifiable et les clichés réalisés. Il serait intéressant maintenant de ré-évaluer la faisabilité de cette fenêtre acoustique chez des veaux plus musculeux ou des bovins adultes.

Le **plexus brachial** n'a pu être identifié à l'échographie. Tout d'abord, sa réalisation demande une contention particulière : l'animal doit être maintenu en décubitus latéral avec l'épaule maintenue en arrière. De plus, malgré l'identification des marqueurs

anatomiques osseux (la première côte et l'articulation scapulo-humérale), le plexus brachial n'a pu être identifié. Cette fenêtre acoustique n'est toutefois pas adaptée car elle ne permet pas une analgésie suffisante du membre thoracique, d'autres fenêtres devraient être envisagées. De plus, son exécution semble compromise sur un bovin adulte sans une sédation ou un couchage de l'animal préalable à l'examen à l'examen échographique.

Bien que n'étant pas un bloc, il nous a paru intéressant de réaliser des clichés de la **fenêtre atlanto-occipitale**. En effet, la ponction de LCR à cet endroit est un acte demandant une certaine technique et qui peut être facilitée avec l'échographie. En utilisant de la littérature sur les techniques de ponctions et l'échographie chez les carnivores domestiques, des clichés ont pu être facilement réalisés et légendés.

Ainsi, la plupart des fenêtres acoustiques décrites dans la littérature ont pu être reproductibles. Cependant, ces clichés ont été réalisés sur au mieux deux animaux dont les marqueurs anatomiques étaient facilement repérables par palpation. Cette étude préliminaire montre la faisabilité de certains clichés sur le terrain et sur un certain type d'animaux : les veaux et un bovin adulte de faible conformation musculaire. De plus, les animaux sélectionnés étant dociles, leur contention a été facile. Certaines fenêtres pourraient s'avérer plus difficiles à réaliser sur des animaux plus nerveux et/ou plus musculeux ou gras (notamment pour le nerf sciatique). L'étude devrait être prolongée afin d'étudier la faisabilité de ces fenêtres sur plus d'animaux et de différentes conformations (notamment chez des adultes et des races allaitantes).

Ces études ne sont que préliminaires et demandent d'autres expérimentations afin d'affiner les fenêtres acoustiques et de voir si elles sont réalisables sur des bovins adultes de conformation plus épaisse. De plus, d'autres études sont nécessaires afin d'évaluer la réelle efficacité clinique du bloc et de déterminer les doses minimales efficaces en produit anesthésiques (celles-ci sont déjà déterminées en médecine humaine par exemple). En effet, dans la littérature, ceux des scores nociceptifs ont été utilisés afin de déterminer l'efficacité du bloc. Aucune chirurgie douloureuse n'a été réalisée sous bloc anesthésique échoguidé (comme une amputation pour le bloc sciatique ou une laparotomie pour le bloc paravertébral).

Conclusions

L'anesthésie loco-régionale est la méthode préférentiellement utilisée chez les bovins du fait de sa praticité, de son aspect économique intéressant et du peu d'effets secondaires comparé à une anesthésie générale. Parmi les techniques utilisables, l'anesthésie de bloc, qui consiste au dépôt du liquide anesthésique au plus proche environnement des nerfs, permet une analgésie adéquate de la partie du corps désirée. Bien que de nombreuses méthodes à l'aveugle soient décrites, leur taux de réussite est très variable d'un opérateur à un autre, mais aussi d'un animal à un autre, des variations de conformation anatomique individuelle.

Le bien-être animal et la gestion de la douleur étant au cœur des préoccupations à l'heure actuelle en médecine vétérinaire, l'échographie se révèle être un atout dans l'optimisation de la réalisation de blocs nerveux : la visualisation directe du nerf et du dépôt en temps réel du liquide anesthésique à son plus proche environnement contribue à augmenter le taux de réussite des blocs, mais aussi à augmenter leur efficacité. L'échoguidage est déjà largement répandue en anesthésiologie humaine et commence à se populariser en médecine des carnivores domestiques. Chez les ruminants, des fenêtres acoustiques ont donc été décrites pour les blocs usuels.

Tous les nerfs peuvent être échographiés avec une sonde linéaire, usuellement utilisée pour les suivis de reproduction, rendant l'anesthésie de bloc par échoguidage possible sur le terrain, avec le matériel déjà à disposition par les vétérinaires ruraux.

Dans cette étude, les clichés des nerfs d'intérêts ont été réalisés en utilisant les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature. Il est apparu que les fenêtres acoustiques de l'espace épidual caudal, des nerfs spinaux pour un bloc paravertébral, du nerf fémoral via une approche paravertébrale dorsale et du nerf sciatique, ainsi que la visualisation de la citerne atlanto-occipitale sont facilement reproductibles sur des veaux et sur une vache Prim'Holstein. Le plexus brachial n'a cependant pas pu être visualisé, malgré les indications de la littérature.

Ces fenêtres acoustiques sont potentiellement reproductibles sur le terrain, sur des veaux et des vaches de faible conformation musculaire, tant qu'ils sont dociles (où seule une contention physique est suffisante). Sur certains animaux moins coopératifs,

une sédation doit être envisagée, l'échographie puis l'insertion de l'aiguille ne pouvant se réaliser que sur des animaux immobiles. Cette étude, bien qu'encourageante pour la suite, n'est que préliminaire. Avant que cette méthode ne puisse se démocratiser sur le terrain, d'autres études doivent être envisagées afin d'affiner certaines fenêtres acoustiques comme celle du plexus brachial, mais aussi afin de vérifier leur faisabilité sur des animaux plus musculeux.

Bibliographie

AKASAKA, Minori et SHIMIZU, Miki, 2017. Comparison of ultrasound- and electrostimulation-guided nerve blocks of brachial plexus in dogs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mai 2017. Vol. 44, n° 3, pp. 625-635.

ATIBA, Ayman S, GHAZY, Alaa, FARRAG, Foad A, ABU EL-MAGD, Mohammed et ALMADALY, Essam A, 2019. ULTRASOUND-GUIDED BRACHIAL PLEXUS NERVE BLOCK IN DONKEYS. *SLOVENIAN VETERINARY RESEARCH* [en ligne]. 15 février 2019. Vol. 56, n° 22- Suppl. [Consulté le 2 juin 2020].

BARONE, Robert et SIMOENS, aul, 2010. *ANATOMIE COMPAREE des mammifères domestiques*. Tome 7, Neurologie II : système nerveux périphérique, glandes endocrines, esthésiologie. Paris : Vigot. ISBN 978-2-7114-0409-4. 838 p.

BIANCHI, Stefano, 2008. Ultrasound of the peripheral nerves. *Joint Bone Spine*. décembre 2008. Vol. 75, n° 6, pp. 643-649.

BLOND, Laurent et BUCZINSKI, Sébastien, 2009. Basis of Ultrasound Imaging and the Main Artifacts in Bovine Medicine. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. novembre 2009. Vol. 25, n° 3, pp. 553-565.

BONAL, C, SCHELCHER, F, VALARCHER, JF et ESPINASSE, J, 1993. Aspects pratiques de l'anesthésie des bovins. *Point Vétérinaire*. 24, 150.

BROCK, Nancy, 1997. Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia, 3rd ed. *The Canadian Veterinary Journal*. juillet 1997. Vol. 38, n° 7, pp. 456.

BUCZINSKI, S, 2009. *L'échographie des bovins*. Rueil-Malmaison : Editions du Point Vétérinaire. Collection Atlas. ISBN 978-2-86326-270-2. 191 p.

BUDRAS, Klaus-Dieter et JAHRMÄRKER, Gisela (éd.), 2008. *Bovine anatomy: an illustrated text*. 1. ed. Hannover : Schlüter. Vet. ISBN 978-3-89993-000-9. 176 p.

CAMPOY, Luis, BEZUIDENHOUT, Abraham J, GLEED, Robin D, MARTIN-FLORES, Manuel, RAW, Robert M, SANTARE, Carrie L, JAY, Ariane R et WANG, Annie L, 2010. Ultrasound-guided approach for axillary brachial plexus, femoral nerve, and sciatic nerve blocks in dogs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mars 2010. Vol. 37, n° 2, pp. 144-153.

CHAN, Vincent W S, PERLAS, Anahi, MCCARTNEY, Colin J L, BRULL, Richard et XU, Daquan, 2007. Ultrasound guidance improves success rate of axillary brachial plexus block. *CANADIAN JOURNAL OF ANESTHESIA*. 2007. pp. 7.

DE VLAMYNCK, Caroline A., PILLE, Frederik, HAUSPIE, Stijn, SAUNDERS, Jimmy H., VAN DER STEDE, Yves, GASTHUYS, Frank et VLAMINCK, Lieven E. M., 2013. Evaluation of three approaches for performing ultrasonography-guided anesthetic blockade of the femoral nerve in calves. *American Journal of Veterinary Research*. mai 2013. Vol. 74, n° 5, pp. 750-756.

DE VLAMYNCK, Caroline, VLAMINCK, Lieven, HAUSPIE, Stijn, SAUNDERS, Jimmy et GASTHUYS, Frank, 2013. Ultrasound-guided femoral nerve block as a diagnostic aid in demonstrating quadriceps involvement in bovine spastic paresis. *The Veterinary Journal*. juin 2013. Vol. 196, n° 3, pp. 451-455.

- ECHEVERRY, Diego F., GIL, Francisco, LAREDO, Francisco, AYALA, Maria Dolores, BELDA, Eliseo, SOLER, Marta et AGUT, Amalia, 2010. Ultrasound-guided block of the sciatic and femoral nerves in dogs: A descriptive study. *The Veterinary Journal*. novembre 2010. Vol. 186, n° 2, pp. 210-215.
- EDWARDS, B., 2001. Regional anaesthesia techniques in cattle. *In Practice*. 1 mars 2001. Vol. 23, n° 3, pp. 142-149.
- ETIENNE A.-L., PEETERS D. et BUSONI V., 2014. Comparaison de l'effet du guidage échographique sur les ponctions de liquide céphalo-rachidien entre les localisations cisternales et lombaires chez le chien : une étude *ex vivo*. *Ann. Méd. Vét.*, 2014, 158, 126-136
- ETIENNE AL, Audigié F, Peeters D, Gabriel A, Busoni V. Ultrasonographic percutaneous anatomy of the atlanto-occipital region and indirect ultrasound-guided cisternal puncture in the dog and the cat. *Anat Histol Embryol*. 2015 Apr;44(2):92-8.
- GRIMM, Kurt A., LAMONT, Leigh A., TRANQUILLI, William J., GREENE, Stephen A. et ROBERTSON, Sheila A. (éd.), 2015. *Veterinary anesthesia and analgesia*. Fifth edition. Ames, Iowa : Wiley Blackwell. ISBN 978-1-118-52623-1. 1051 p.
- GUATTEO, R., 2002. La ponction atlanto-occipitale chez le jeune bovin. *Point Vétérinaire*. 62, 230.
- HALL, Leslie W., CLARKE, Kathy W. et TRIM, Cynthia M., 2001. *Veterinary anaesthesia*. 10th ed. London : W. B. Saunders. ISBN 978-0-7020-2035-3.
- HANGIANDREOU, Nicholas J., 2003. AAPM/RSNA Physics Tutorial for Residents: Topics in US: B-mode US: Basic Concepts and New Technology. *RadioGraphics*. juillet 2003. Vol. 23, n° 4, pp. 1019-1033.
- HERRING, David S. et BJORNTON, Gretchen, 1985. Physics, Facts, and Artifacts of Diagnostic Ultrasound. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. septembre 1985. Vol. 15, n° 6, pp. 1107-1122.
- IWAMOTO, Jiro, YAMAGISHI, Norio, SASAKI, Kouya, KIM, Danil, DEVKOTA, Bhuminand et FURUHAMA, Kazuhisa, 2012. A novel technique of ultrasound-guided brachial plexus block in calves. *Research in Veterinary Science*. décembre 2012. Vol. 93, n° 3, pp. 1467-1471.
- KOOP, Lindsey K. et TADI, Prasanna, 2020. Neuroanatomy, Sensory Nerves. In : *StatPearls* [en ligne]. Treasure Island (FL) : StatPearls Publishing. [Consulté le 9 septembre 2020]. Disponible à l'adresse : <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK539846/NBK539846>
- KRAMER, Anne H, DOHERR, Marcus G, STOFFEL, Michael H, STEINER, Adrian et SPADAVECCHIA, Claudia, 2014. Ultrasound-guided proximal paravertebral anaesthesia in cattle. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. septembre 2014. Vol. 41, n° 5, pp. 534-542.
- KUMAR, Priya A, GENTRY, W Brooks et ARORA, Harendra, [sans date]. Ultrasound Guidance in Regional Anaesthesia. *ULTRASOUND GUIDANCE IN REGIONAL ANAESTHESIA*. pp. 8.
- MARHOFER, P., GREHER, M. et KAPRAL, S., 2005. Ultrasound guidance in regional anaesthesia †. *British Journal of Anaesthesia*. janvier 2005. Vol. 94, n° 1, pp. 7-17.
- MARHOFER, P., HARROP-GRIFFITHS, W., KETTNER, S.C. et KIRCHMAIR, L., 2010. Fifteen years of ultrasound guidance in regional anaesthesia: Part 1. *British Journal of Anaesthesia*. mai 2010. Vol. 104, n° 5, pp. 538-546.

MARHOFER, P, HARROP-GRIFFITHS, W, WILLSCHKE, H et KIRCHMAIR, L, 2010. Fifteen years of ultrasound guidance in regional anaesthesia: Part 2—Recent developments in block techniques. *British Journal of Anaesthesia*. juin 2010. Vol. 104, n° 6, pp. 673-683.

MARHOFER, Peter, SCHRIIGENDORFER, Klaus et KAPRAL, Stephan, [sans date]. Ultrasonographic Guidance Improves Sensory Block and Onset Time of Three-in-One Blocks. *ANESTH ANALG*. pp. 4.

MARHOFER, Peter, WALLNER, Thomas et KAPRAL, Stefan, [sans date]. Ultrasonographic Guidance Reduces the Amount of Local Anesthetic for 3-in-1 Blocks. . pp. 5.

NAUTRUP, Cordula Poulsen et TOBIAS, Ralf, 2005. *Guide pratique d'échographie canine et féline*. Paris : MED'COM. ISBN 2-914 738-45-5. 400 p.

NYLAND, Thomas G. et MATTON, John S, 1995. *Veterinary Diagnostic Ultrasound*. 1ère. Philadelphia; Pennsylvania : W.B. Saunders Company. ISBN 0-7216-2745-5.

RE, Michela, BLANCO, Javier et GÓMEZ DE SEGURA, Ignacio A., 2016. Ultrasound-Guided Nerve Block Anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. mars 2016. Vol. 32, n° 1, pp. 133-147.

RE, Michela, BLANCO-MURCIA, Javier, FERNÁNDEZ, Alejandra Villaescusa, SIMÓN, Ignacio De Gaspar et GÓMEZ DE SEGURA, Ignacio A., 2014. Ultrasound-guided anaesthetic blockade of the pelvic limb in calves. *The Veterinary Journal*. juin 2014. Vol. 200, n° 3, pp. 434-439.

RE, Michela, BLANCO-MURCIA, Javier, VILLAESCUSA, Alejandra, DE GASPARG, Ignacio et DE SEGURA, Ignacio A. Gómez, 2016. Comparison of paravertebral blockade techniques with and without ultrasound guidance in calves. *American Journal of Veterinary Research*. novembre 2016. Vol. 77, n° 11, pp. 1187-1193.

RIAZI S et al. Effect of local anaesthetic volume (20 vs 5 ml) on the efficacy and respiratory consequences of ultrasound-guided interscalene brachial plexus block. *Br J Anaesth*, 2008;101(4):549-56

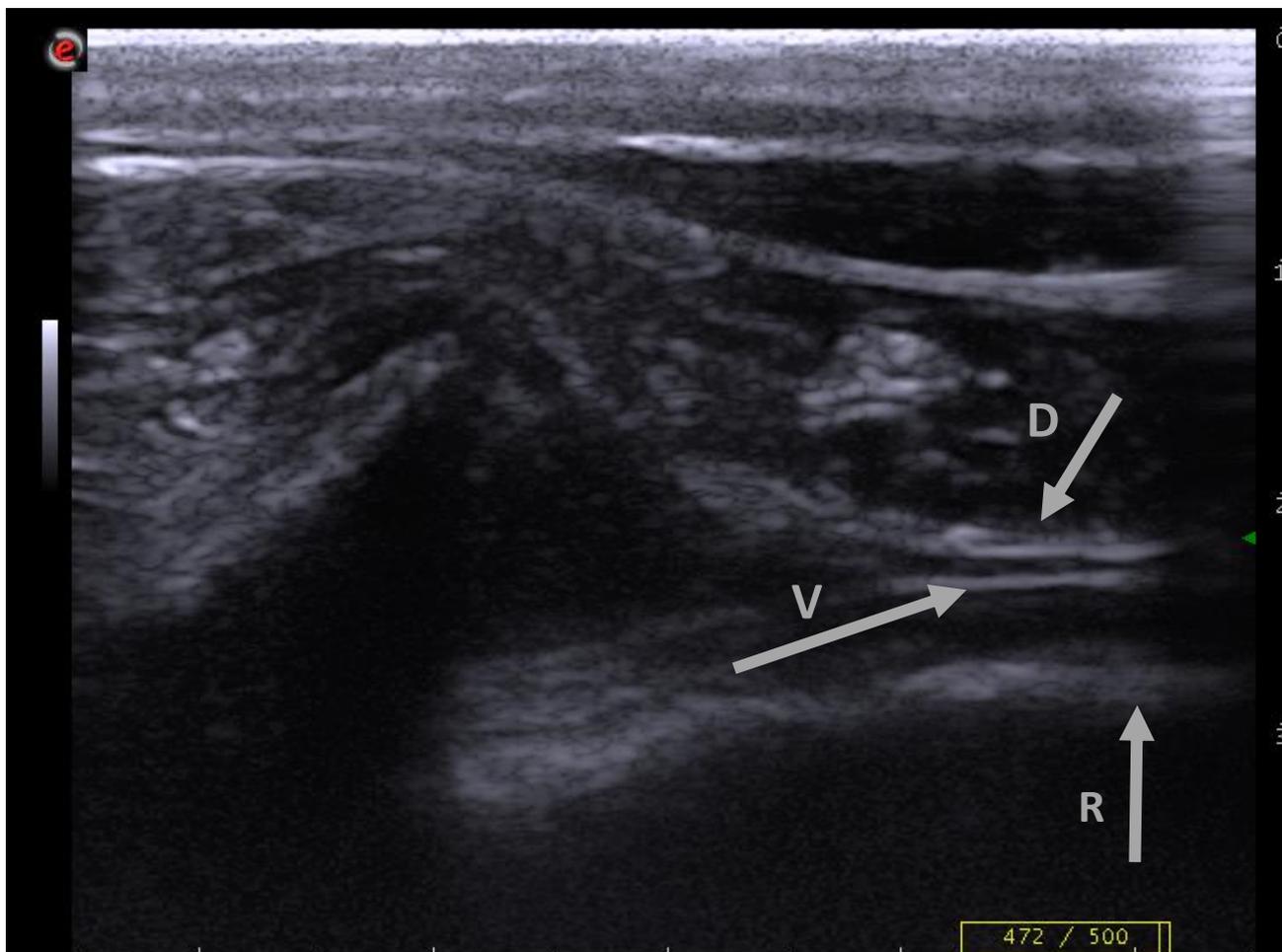
SEDDIGHI, Reza et DOHERTY, Thomas J., 2016. Field Sedation and Anesthesia of Ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. novembre 2016. Vol. 32, n° 3, pp. 553-570.

SHILO, Y., Pascoe, P. J., Cissell, D., Johnson, E. G., Kass, P. H., & Wisner, E. R. (2010). Ultrasound-guided nerve blocks of the pelvic limb in dogs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 37(5), 460-470.

SUK, Jung Im, WALKER, Francis O. et CARTWRIGHT, Michael S., 2013. Ultrasonography of Peripheral Nerves. *Current Neurology and Neuroscience Reports*. février 2013. Vol. 13, n° 2, pp. 328.

WILLIAMS, Stephan R., CHOUINARD, Philippe, ARCAND, Geneviève, HARRIS, Patrick, RUEL, Monique, BOUDREAULT, Daniel et GIRARD, François, 2003. Ultrasound Guidance Speeds Execution and Improves the Quality of Supraclavicular Block: *Anesthesia & Analgesia*. novembre 2003. pp. 1518-1523.

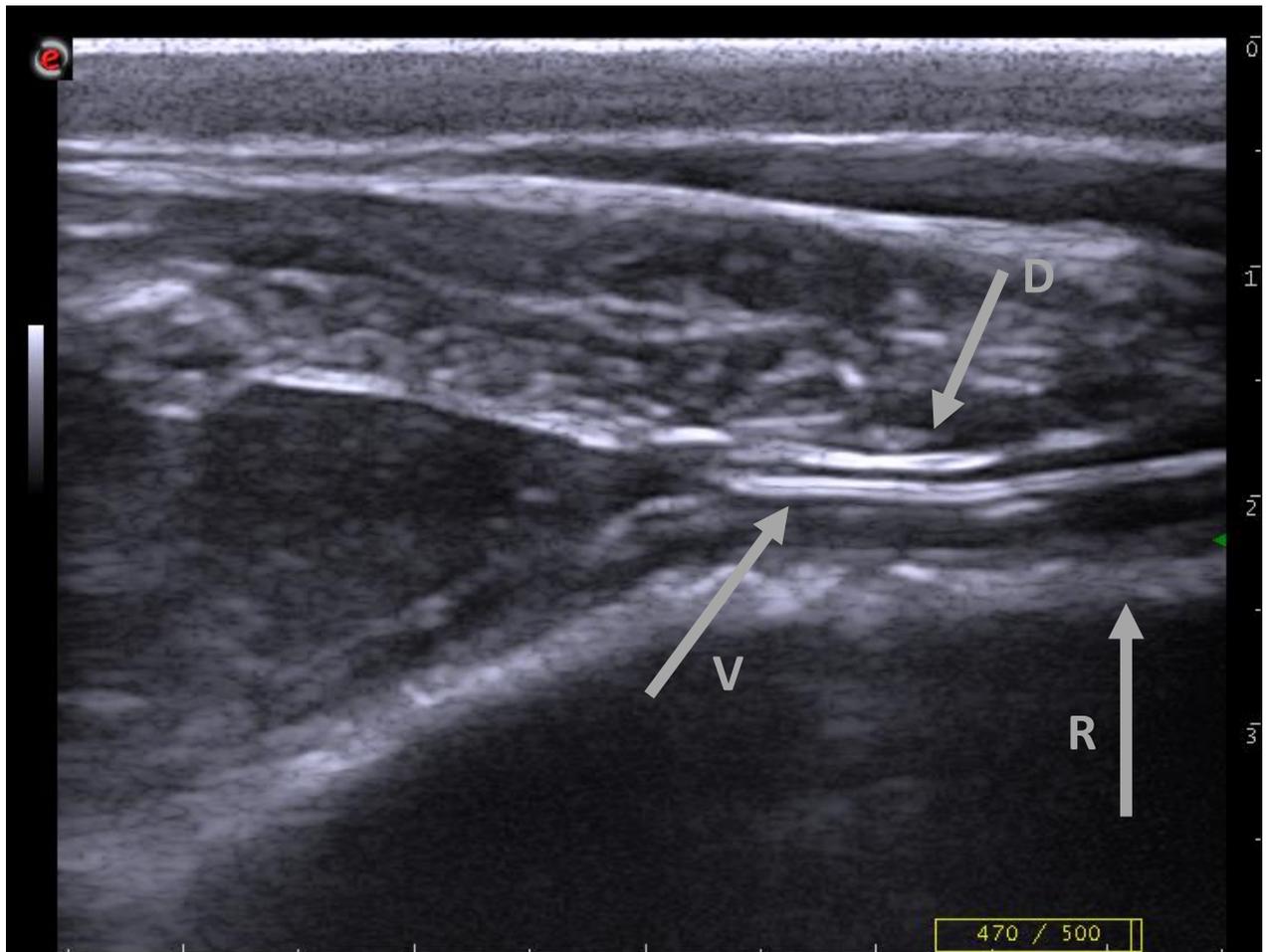
Annexes



Annexe 1 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de T13, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 40mm

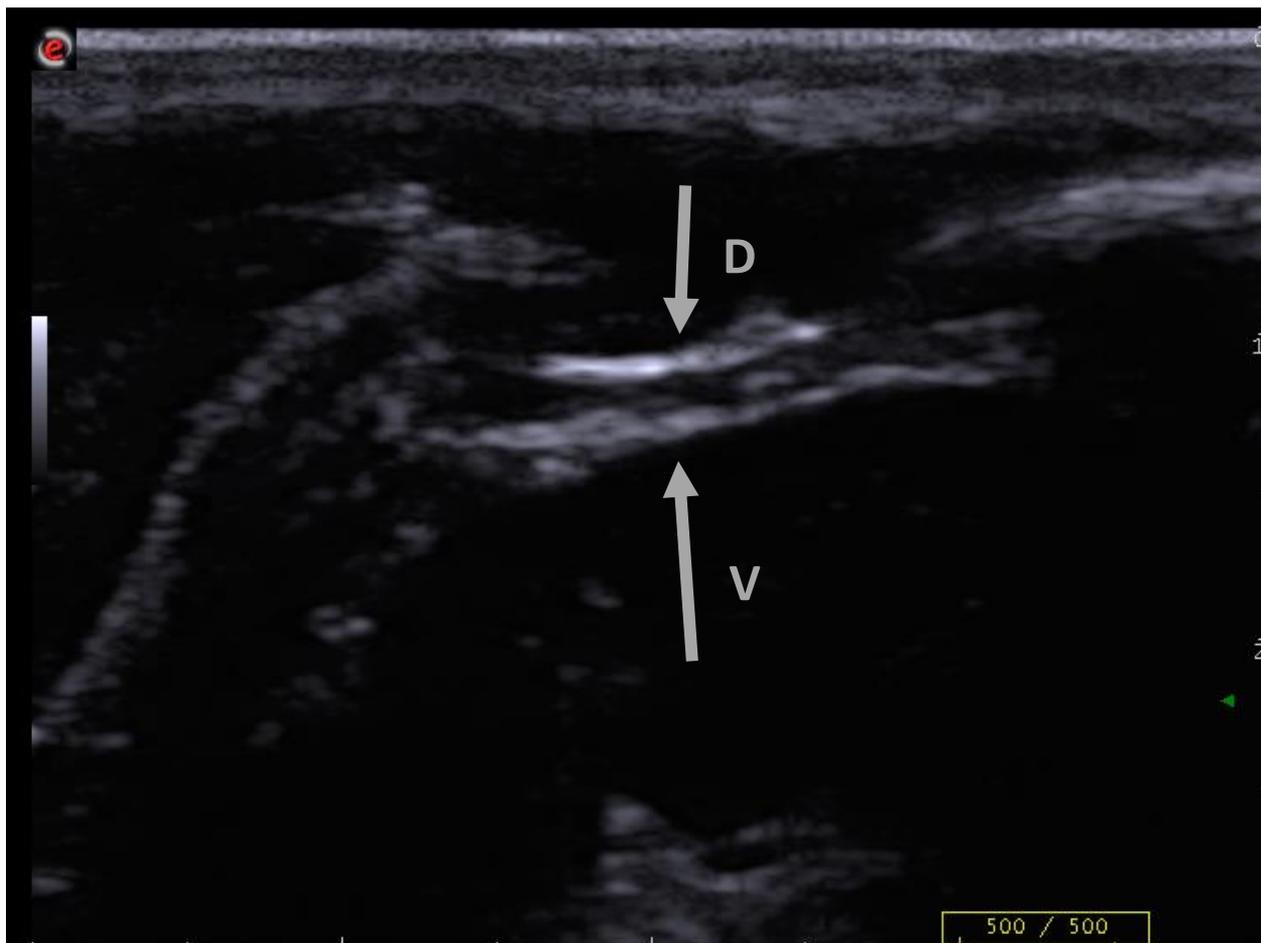
D : rameau dorsal ; V : rameau ventral ; R : paroi du rumen



Annexe 2 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de L2, au niveau du flanc gauche chez la vache 20-631 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 40mm

D : rameau dorsal ; V : rameau ventral ; R : paroi du rumen



Annexe 3 : image échographique des rameaux dorsaux et ventraux du nerf spinal de T13, au niveau du flanc droit chez le veau 20-575 (cliché pathologie des ruminants, ENVT ; réalisé par l'auteure)

Fréquence : 10 MHz ; Profondeur : 30mm

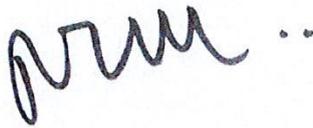
D : rameau dorsal ; V : rameau ventral

AGREMENT SCIENTIFIQUE

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

Je soussigné, Renaud MAILLARD, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **SANCHO Mathilde** intitulée « **Anesthésies de bloc écho-guidées chez les bovins : description de fenêtres acoustiques** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 04/12/2020
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Professeur Renaud MAILLARD



Vu :
La Présidente du jury
Professeure Isabelle BERRY

Faculté de Médecine Rangueil
Biophysique Médicale - CHU Rangueil
1, avenue Jean Rouchés - TSA 50032
31058 TOULOUSE Cedex



Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
M. Pierre SANS



Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul Sabatier
M. Jean-Marc BROTO

Le Président
Fabrice MAILLARD



Mme SANCHO Mathilde
a été admis(e) sur concours en : 2015
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le: 09/07/2019
a validé son année d'approfondissement le: 04/06/2020
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

Anesthésies de bloc échoguidées chez les bovins : description de fenêtres acoustiques

L'anesthésie de bloc, couramment utilisée chez les bovins, peut être améliorée via échoguidage. La visualisation directe du nerf permet entre autres d'augmenter l'efficacité et le taux de réussite du bloc. C'est une technique normalisée en médecine humaine et en pleine expansion chez les carnivores domestiques. Des études préliminaires ont permis de décrire des fenêtres acoustiques chez les bovins, en utilisant les échographes disponibles sur le terrain. L'objectif de cette étude est de réaliser des clichés des nerfs d'intérêts sur les animaux hospitalisés à l'ENVT et d'en vérifier la faisabilité, en utilisant les fenêtres acoustiques décrites dans la littérature. Les fenêtres acoustiques du nerf sciatique, de l'espace épidual, des nerfs paravertébraux et du nerf fémoral par approche paravertébrale dorsale ont été facilement reproductible sur veau et vache Prim'Holstein. Cette étude étant préliminaire, d'autres études seront nécessaires afin d'affiner certaines fenêtres acoustiques, d'en vérifier la faisabilité sur des animaux musculeux et d'en évaluer l'efficacité clinique.

Mots-clés : bovin, échoguidage, anesthésie de bloc, fenêtre acoustique

Ultrasound guided nerve block anesthesia : description of acoustic windows

Nerve block anaesthesia is usually performed in cattle and can be improved through ultrasound guidance. It allows the identification of the neural structures and improves the accuracy and the effectiveness of the nerve block. This technique is standardized in human medicine and its use is increasing in dogs and cats. Acoustic windows have been described in calves in preliminary studies, using ultrasound devices used in rural practice. The aim of this study is to perform ultrasound images on animals which have been hospitalized in the ENVT large animal hospital while using what is described in the literature. The sciatic nerve, the epidural space, the paravertebral nerves and the femoral nerve via a dorsal paravertebral approach have been easily identified with ultrasound on calves and on an adult Prim'Holstein. As this is a preliminary study, others are required in order to identify more suitable acoustic windows and to perform them on well-muscled cows and also to evaluate their clinical efficacy.

Keywords : bovine, ultrasound guidance, nerve block anesthesia, acoustic windows.