

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

**Directeur** : M. A. MILON

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

**Professeurs honoraires** :

M. L. FALIU	M. J. CHANTAL	M. BODIN ROZAT DE MENDRES NEGRE
M. C. LABIE	M. JF. GUELFY	
M. C. PAVAUX	M. EECKHOUTTE	
M. F. LESCURE	M. D.GRIESS	
M. A. RICO	M. CABANIE	
M. A. CAZIEUX	M. DARRE	
Mme V. BURGAT	M. HENROTEAUX	

**PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE**

M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
M. **DORCHIES Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*  
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*  
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

**PROFESSEURS 1<sup>o</sup> CLASSE**

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

**PROFESSEURS 2<sup>o</sup> CLASSE**

Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie et Thérapeutique*  
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistique, Modélisation*  
M. **DUCOS Alain**, *Zootchnie*  
M. **DUCOS DE LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*  
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Réproduction, Endocrinologie*  
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*  
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*  
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*  
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*  
Mme **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*

**INGENIEUR DE RECHERCHE**

- M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique Equine*  
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine, Ophtalmologie*

**PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE**

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

**MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE**

- M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

**MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)**

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*  
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*  
M. **BERGONNIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*  
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*  
Mme **BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*  
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*  
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*  
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*  
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*  
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
M. **DOSSIN Olivier**, (DISPONIBILITE) *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*  
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du Bétail*  
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé avicoles et cunicoles*  
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*  
M. **JAEGER Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*  
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique des animaux de rente*  
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*  
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*  
M **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants.*  
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*  
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*  
M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*  
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*  
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*  
Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*  
Mme **TROEGELER-MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*  
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*  
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

**MAITRES DE CONFERENCES CONTRACTUEL**

- Mlle **BUCK-ROUCH**, *Médecine interne des animaux de compagnie*  
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*  
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie*  
M. **SEGUELA Jérôme**, *Médecine interne des animaux de compagnie*  
M **VERSET Michaël**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

**ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS**

- Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*  
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*  
M. **GIN Thomas**, *Production et pathologie porcine*  
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*  
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*  
M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales*  
Mlle **TREVENNEC Karen**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins.*

## Remerciements

### Hommages respectueux,

**A Monsieur le Professeur Christian Virenque,**  
Professeur à l'Université Paul Sabatier de Toulouse  
Anesthésie et Réanimation  
Qui nous a fait l'honneur de présider notre jury de thèse.

**A Monsieur le Professeur Patrick Verwaerd,**  
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Anesthésie et Réanimation,  
Qui a accepté d'être mon directeur de thèse ; pour son enthousiasme.

**A Monsieur le Professeur Gilles Meyer** ,  
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse,  
Pathologie des ruminants,  
Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse.

### Sincères Remerciements,

**A Jean-Jacques Kona-Boun,**  
Professeur à la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe,  
Anesthésie et Réanimation,  
Pour son aide précieuse tout au long de ce travail, toujours accompagnée d'humour.

**A André Desrochers,**  
Professeur à la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe,  
Chirurgie des ruminants,  
Pour m'avoir fait participer à cette étude, pour tout ce qu'il m'a appris pendant cette année au Québec et pour sa constante bonne humeur.

**A David Francoz**  
Professeur à la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe,  
Médecine des ruminants,  
Pour sa disponibilité, sa gentillesse et sa patience.

**A Maxime Moreau,** pour les analyses statistiques.



**A mes grands parents**, pour leur tendresse et leur joie de vivre.

**A ma mère** pour son soutien inconditionnel dans les bons et les mauvais moments. Toujours présente, tu es bien plus que ma maman, tu es aussi et surtout mon amie.

**A mon père** qui a toujours cru en moi et soutenu tous mes choix.

**A mon grand frère Marco**, pour cette complicité et cette confiance qui m'ont permis de croire en moi pour réaliser mes rêves.

**A Nicolas**, pour ces 5 ans d'amour si vite écoulés, le temps passe bien vite à tes côtés, jamais je ne m'en lasserai. Tu es ma force. Que nos rêves continuent à se réaliser. Je t'aime.

**A toute ma famille**, qui a permis d'équilibrer ma vie et de me construire.

**A tous mes amis** qui ont contribué à faire de moi ce que je suis aujourd'hui et plus particulièrement aux filles de Mittain, vous me manquez chaque jour un peu plus, je suis triste d'être loin de vous, on ne se voit vraiment pas assez !!

**A mes amis d'école** et particulièrement à ceux trop loin d'ici, Flo, Aurel, Pau et Yann !! Ah c'était bien la vie étudiante !! Revenez vite de ce côté de l'atlantique ! Vous me manquez.

Et aussi, *je sais c'est un peu niais*, à **Uskaton**, parce que « il est trop mignon le petit chien », pour sa fidélité en toute circonstance !!



# Table des matières

<b>Introduction.....</b>	<b>13</b>
<b>I- L'anesthésie du plexus brachial : les données de la littérature.....</b>	<b>15</b>
1. Anatomie du plexus brachial.....	15
1.1. Origine.....	15
1.2. Nerfs composant le plexus brachial.....	15
1.3. Rôle.....	15
1.4. Localisation.....	18
2. Généralités sur les blocs nerveux périphériques.....	20
2.1. Définition et intérêts de l'anesthésie locorégionale.....	20
2.2. Définition et intérêt du bloc nerveux périphérique par rapport aux autres techniques d'anesthésie régionale.....	20
2.3. Intérêts propres aux animaux de rente de l'anesthésie locorégionale.....	21
2.4. Anesthésiques locaux (lidocaïne seul utilisable chez animaux de rente).....	22
2.4.1. Généralités.....	22
2.4.2. La lidocaïne.....	23
3. Le bloc du plexus brachial.....	24
3.1. Indication du bloc du plexus brachial.....	24
3.2. Contre-indications au bloc du plexus brachial.....	25
3.3. Complications pouvant être associées à la réalisation du bloc du plexus brachial.....	26
3.3.1. Ponction vasculaire et injection intravasculaire.....	26
3.3.2. Ponction et injection intraneurale.....	26
3.3.3. Toxicité systémique.....	27
3.3.4. Toxicité locale.....	27
3.3.5. Infection au point d'injection.....	27
3.3.6. Hémiparalysie diaphragmatique.....	27
3.3.7. Syndrome de Claude-Bernard-Horner et cornage.....	28
3.3.8. Pneumothorax.....	28
3.4. Les différentes techniques d'anesthésie du plexus brachial.....	28
3.4.1. Repérage de structures anatomiques.....	29
3.4.2. Techniques assistées.....	32

3.4.2.1. L'électrostimulation.....	32
3.4.2.2. L'échographie et le doppler.....	32

## **II- Matériels et méthode.....33**

1. Etudes préliminaires.....	33
1.1. Repères anatomiques.....	33
1.2. Volume.....	33
1.3. Vérification de l'approche et de la technique choisies.....	34
2. Etude pivot.....	35
2.1. Animaux.....	35
2.2. Produit et dosage.....	35
2.3. Approche choisie.....	35
2.4. Technique choisie.....	36
2.5. Conditions générales.....	37
2.6. Réalisation du bloc.....	37
2.7. Evaluation clinique du bloc.....	38
2.8. Analyse des résultats.....	40

## **III- Résultats.....41**

1. Durée pour la réalisation du bloc.....	41
2. Profondeur de l'aiguille lors de l'injection .....	41
3. Résultats du groupe témoin.....	41
4. Résultats du groupe ayant reçu de la lidocaïne.....	42
5. Résultats concernant le bloc moteur.....	42
5.1. Résultats statistiques : comparaison au groupe témoin.....	43
5.2. Résultats du groupe lidocaïne seul pour toute la durée d'observation.....	44
5.3. Délai d'action du bloc moteur.....	44
5.4. Durée du bloc moteur.....	44
6. Résultats concernant le bloc sensitif.....	45
6.1. Résultats statistiques : comparaison avec le groupe témoin.....	46
6.1.1. Résultats de tous les dermatomes cumulés.....	46
6.1.2. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf axillaire.....	48
6.1.3. Résultats concernant l'aire cutané du nerf radial.....	48



6.1.4. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf ulnaire.....	49
6.1.5. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf musculocutané.....	49
6.1.6. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf médian.....	50
6.2. Délai d'action du bloc sensitif.....	50
6.3. Durée du bloc sensitif.....	50
7. Corrélation entre la posture et la sensibilité.....	51
<b>IV- Discussion.....</b>	<b>53</b>
1. Réponses aux objectifs.....	53
2. A propos de l'étude préliminaire.....	53
2.1. Dissection de cadavre.....	53
2.2. Volume choisi.....	53
3. A propos du protocole.....	54
3.1. Nombre d'animaux et limites de l'étude.....	54
3.2. Choix de la technique.....	54
3.3. Choix d'un contrôle avec saline isotonique.....	55
3.4. Choix de la lidocaïne.....	55
3.5. Utilisation de la xylazine.....	55
3.6. Localisation des nerfs chez un veau.....	55
4. A propos de l'évaluation du bloc.....	56
4.1. Utilisation d'une pince hémostatique.....	56
4.2. Evaluation de la sensibilité chez les animaux.....	56
5. A propos des résultats.....	57
6. Conclusion sur les résultats.....	60
<b>Conclusion.....</b>	<b>61</b>
Bibliographie.....	63
Annexe 1 : Fiche d'évaluation des veaux.....	67
Annexe 2 : Tableau des résultats pour chaque veau.....	71

## Table des illustrations

<i>Figure 1 : Les aires cutanées innervées par les nerfs issus du plexus brachial chez les bovins (d'après Budra, Habel, 2003).....</i>	<i>18</i>
<i>Figure 2 : Innervation et vascularisation du membre antérieur chez les bovins (d'après Budra, Habel, 2003).....</i>	<i>19</i>
<i>Figure 3 : Repères anatomiques pour localiser le plexus brachial chez le chien (d'après Mahler, 2008).....</i>	<i>30</i>
<i>Figure 4 : Distribution du bleu de méthylène après injection à l'aide de l'électrostimulateur.....</i>	<i>34</i>
<i>Figure 5 : Approche crâniale subscapulaire chez le veau.....</i>	<i>36</i>
<i>Figure 6 : Electrostimulateur et aiguille isolée utilisée pour l'étude.....</i>	<i>36</i>
<i>Figure 7 : Veau sédaté, couché sur le côté gauche, le membre antérieur droit laissé libre, les régions du cou et de l'épaule rasées.....</i>	<i>37</i>
<i>Figure 8 : A : Départ de l'électrostimulation à 5 mA</i>	
<i>B : Injection pour 0,5 mA et moins.....</i>	<i>38</i>
<i>Figure 9 : Evaluation de la sensibilité des aires cutanées par pincement de la peau en 7 points.....</i>	<i>39</i>
<i>Figure 10 : Photos d'un veau présentant un bloc moteur du membre thoracique droit, note de posture=3 selon Bromage.....</i>	<i>42</i>
<i>Figure 11 : Moyenne des scores de posture en fonction du temps pour le groupe « saline » et le groupe « lidocaïne ».....</i>	<i>43</i>
<i>Figure 12 : Moyenne des scores de posture du groupe « lidocaïne » en fonction du temps...44</i>	<i>44</i>
<i>Figure 13 : Test de sensibilité à l'aide d'une pince hémostatique.....</i>	<i>45</i>
<i>Figure 14 : Fréquence de réaction pour toutes les aires cutanées pour chaque groupe en fonction du temps.....</i>	<i>46</i>
<i>Figure 15 : Fréquence de réaction des régions cumulées du groupe « lidocaïne » en fonction du temps.....</i>	<i>47</i>
<i>Figure 16 : Corrélation entre le score de posture et le ratio des réactions cutanées cumulées pour le groupe « lidocaïne ».....</i>	<i>51</i>

## Table des tableaux

<i>Tableau 1 : Les nerfs du plexus brachial et leurs rôles principaux.....</i>	<i>17</i>
<i>Tableau 2 : Durée en minutes pour la réalisation du bloc pour chaque animal.....</i>	<i>41</i>
<i>Tableau 3 : Durée d'action en minutes du bloc moteur pour les 4 veaux dont le bloc moteur a été effectif.....</i>	<i>44</i>
<i>Tableau 4 : Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région axillaire.....</i>	<i>48</i>
<i>Tableau 5 : Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région radiale.....</i>	<i>48</i>
<i>Tableau 6 : Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région ulnaire.....</i>	<i>49</i>
<i>Tableau 7 : Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région du nerf musculocutané.....</i>	<i>49</i>
<i>Tableau 8 : Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région du nerf médian.....</i>	<i>50</i>
<i>Tableau 9 : Durée d'action en minutes du bloc sensitif pour les 3 veaux ayant présenté un bloc sensitif complet.....</i>	<i>50</i>
<i>Tableau 10 : Corrélation entre le ratio des fréquences de réaction des régions cumulées et la posture pour le groupe « lidocaïne ».....</i>	<i>52</i>



## Introduction

Chez le veau, les arthrites septiques et les fractures des membres antérieurs sont des affections fréquentes et douloureuses chez le veau. De plus, les traitements de ces affections s'avèrent aussi douloureux (lavages articulaires, arthrotomies, réduction de fractures) et nécessitent donc une bonne analgésie. Or, à ce jour, les vétérinaires disposent de la sédation et de l'anesthésie générale qui, telle qu'elle est pratiquée en médecine des animaux de la ferme, procure une analgésie souvent insuffisante. Par ailleurs, les coûts élevés de l'anesthésie générale en limitent l'utilisation chez les bovins. Concernant l'anesthésie locorégionale, seuls le bloc digital et le bloc veineux sous garrot sont couramment utilisés dans l'espèce bovine, mais ne permettent d'anesthésier efficacement que le pied.

Dans d'autres espèces, l'anesthésie du membre antérieur est réalisée grâce à l'anesthésie du plexus brachial également appelé bloc plessique. Chez l'Homme, elle est largement utilisée pour les chirurgies du membre thoracique et procure une bonne anesthésie per-opératoire et une bonne analgésie post-opératoire [3]. Chez le chien, elle est utilisée en complément de l'anesthésie générale pour les chirurgies du membre antérieur [12] et permet de diminuer les doses d'anesthésiques per-opératoires et les doses d'analgésiques post-opératoires [31]. Elle est également décrite chez le mouton comme modèle expérimental [10].

Notre hypothèse est que la réalisation d'anesthésie du plexus brachial est possible chez le veau sous sédation seulement.

Nos objectifs sont donc de développer une technique efficace, facile à réaliser, d'anesthésie du plexus brachial chez le veau et de décrire des repères anatomiques facilement identifiables pour réaliser le bloc.

Dans une première partie, après un rappel anatomique du plexus brachial, nous présenterons une brève revue de littérature concernant l'anesthésie du plexus brachial. Puis notre deuxième partie présentera les matériels et méthodes de notre expérimentation. Les résultats seront présentés dans une troisième partie et enfin, une discussion sera engagée dans la dernière et quatrième partie.

# I- L'anesthésie du plexus brachial : les données de la littérature

## 1. Anatomie du plexus brachial [figure 2]

### 1.1. Origine

Le plexus brachial est un réseau de nerfs dérivés, chez les bovins, des branches ventrales des 3 derniers nerfs cervicaux (C6, C7 et C8) et des 2 premiers thoraciques (T1 et T2).

Le plexus brachial donne naissance à des nerfs qui vont innover les muscles des membres thoraciques et générer la sensation des aires cutanées correspondantes.

### 1.2. Nerfs composant le plexus brachial

Le plexus brachial donne naissance à 10 nerfs : le nerf pectoral, le nerf suprascapulaire, 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.

### 1.3. Rôle

Le nerf suprascapulaire (*n.supra-scapularis*) est moteur pour les muscles supra-épineux (extenseur et stabilisateur de l'épaule) et infra-épineux (abducteur et stabilisateur de l'épaule, rotateur latéral du bras). Il n'a pas de distribution cutanée.

Le nerf pectoral innerve les muscles pectoraux superficiel et profond ; il n'a pas de distribution cutanée.

Le nerf sous-scapulaire (*n.subscapularis*) innerve le muscle du même nom et n'a pas de distribution cutanée. Le muscle sous-scapulaire intervient dans l'extension et l'adduction de l'épaule.

Le nerf musculocutané (*n.musculocutaneus*) innerve les muscles biceps brachial (fléchisseur du coude, tenseur du fascia antibrachial), coraco-brachial (extenseur et adducteur

de l'épaule) et brachial (fléchisseur du coude). Il génère la sensation cutanée de la face médiale de l'avant bras, du carpe et crânio-médiale du métacarpe.

Le nerf axillaire (*n.axillaris*) innerve la partie caudale du muscle sous-scapulaire (adducteur du bras), le muscle grand rond (fléchisseur de l'épaule et rotateur médial du membre), le muscle deltoïde (fléchisseur, abducteur et rotateur latéral de l'épaule) et le muscle petit rond (agoniste du muscle deltoïde). Il génère la sensation cutanée de la région de l'épaule.

Le nerf radial (*n.radialis*) innerve les muscles : triceps brachial (fléchisseur de l'épaule et extenseur du coude), anconé, muscle extenseur radial du carpe et muscle brachio-radial (extenseurs du carpe, du métacarpe et de la main dans son ensemble), muscle ulnaire latéral (fléchisseur et abducteur du carpe), muscle extenseur oblique du carpe, muscle extenseur commun des doigts, muscle extenseur latéral des doigts. Il génère la sensation cutanée de la face crânio-latérale de l'avant-bras.

Le nerf ulnaire (*n.ulnaris*) innerve les muscles fléchisseur ulnaire du carpe et fléchisseur profond des doigts et génère la sensation cutanée de la face caudale de l'avant-bras et crânio-latérale du métacarpe et du pied/paturon.

Le nerf médian (*n.medianus*) innerve les muscles fléchisseur radial du carpe et fléchisseurs profond et superficiel des doigts. Il génère la sensation cutanée de la face caudale du métacarpe, pied/paturon.

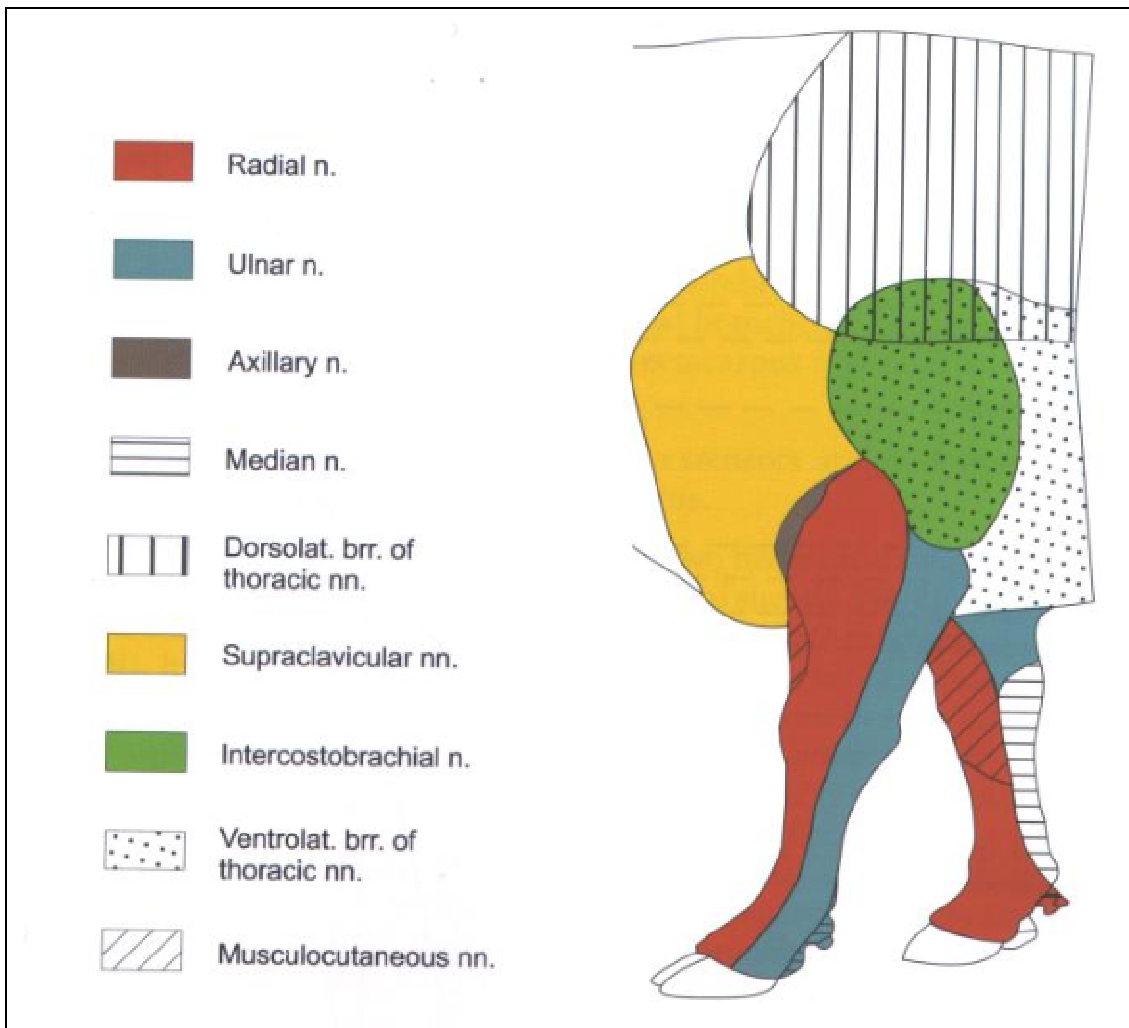
Le nerf thoracodorsal innerve le muscle grand dorsal (*latissimus dorsi*) qui participe à la flexion de l'épaule et au retrait du membre vers l'arrière.

Le nerf latéral thoracique innerve le muscle cutané du tronc.



**Tableau 1 : les nerfs du plexus brachial et leurs rôles**

Nerfs	Muscles innervés	Fonction principale	Distribution cutanée sur le membre
Suprascapulaire	Supra et infra-épineux	Extension et abduction du bras	X
Pectoral	Pectoral superficiel et profond	Adduction du bras	X
Sous-scapulaire	Sous-scapulaire	Adduction du bras	X
Musculocutané	Biceps brachial, Coraco-brachial, Brachial	Flexion de l'avant-bras Adduction du bras Flexion de l'avant-bras	Aspect médial de avant-bras, Carpe, Aspect crânio-médial du métacarpe.
Axillaire	Grand rond Petit rond, Deltoïde	Adduction du bras Abduction du bras Flexion de l'épaule	Région de l'épaule
Radial	Triceps brachial, Anconé, Extenseur radial du carpe, Extenseur commun et latéral digital, Ulnaire latéral, Extenseur oblique du carpe,	Extension de l'avant-bras, du carpe et des doigts	Aspect crânio-latéral de l'avant bras.
Ulnaire	Fléchisseur radial du carpe, Fléchisseur profond des doigts	Flexion du carpe et des doigts	Aspect caudal de l'avant bras, Aspect crânio-latéral du métacarpe, Pied/paturon
Médian	Fléchisseur radial du carpe, Fléchisseurs profond et superficiel des doigts	Flexion du carpe et des doigts	Aspect caudal du métacarpe, paturon/pied
Thoracodorsal	Grand dorsal	Traction du membre caudalement, propulsion	X
Latéral thoracique	Cutané du tronc		X



**Figure 1 : aires cutanées innervées par les nerfs du plexus brachial chez les bovins (d'après Budras et Habel, 2003)**

#### 1.4. Localisation

Le plexus brachial est situé médialement à la scapula, légèrement dorsal à l'articulation scapulo-humérale, en vis-à-vis de la première côte.

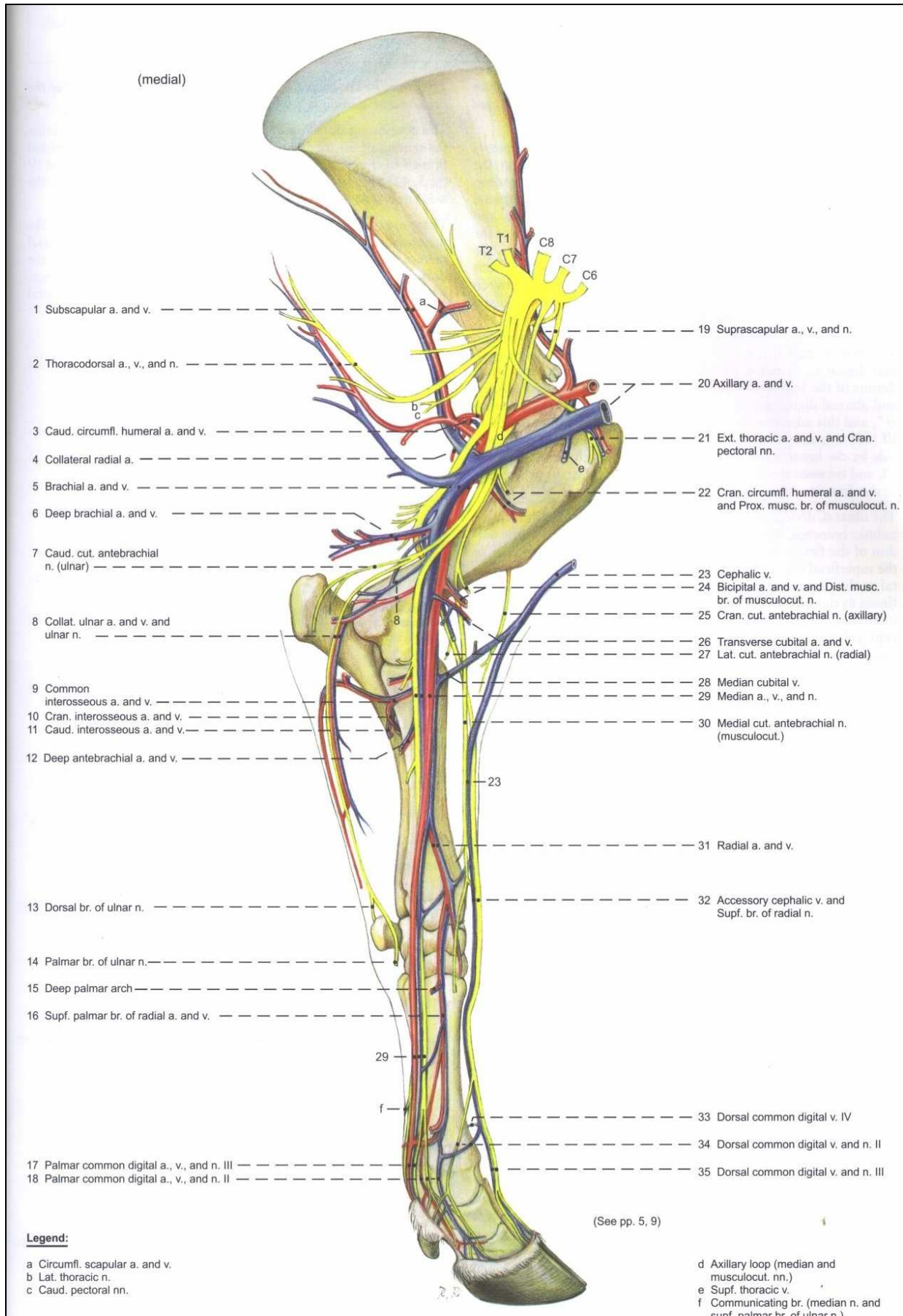


Figure 2 : innervation et vascularisation du membre antérieur chez les bovins. (D'après Budras et Habel, 2003)

## **2. Généralités sur les blocs nerveux**

### 2.1. Définition et intérêt de l'anesthésie locorégionale :

Le principe de l'analgésie locorégionale est de réaliser une analgésie d'une partie du corps en administrant des anesthésiques locaux au contact des nerfs innervant un territoire donné. On peut réaliser des injections au niveau spinal soit en dehors de la dure mère (péridurale) soit dans le liquide céphalorachidien (rachianalgésie), au niveau des nerfs périphériques des membres, du tronc ou de la face. On peut aussi infiltrer en sous-cutanée des régions douloureuses, ou enfin administrer ces mêmes produits dans les articulations (administration intra-articulaire) ou dans la cavité péritonéale (administration intra-péritonéale). L'anesthésie locorégionale permet ainsi de diminuer les doses requises d'anesthésiques généraux [15], de réaliser des chirurgies ou des soins sans anesthésie générale ou encore de gérer la douleur post-opératoire [5].

### 2.2. Définition et intérêt du bloc nerveux périphérique par rapport aux autres techniques d'anesthésie régionale

Les blocs nerveux périphériques (principalement au niveau des membres et de la face) ont pour finalité d'inhiber la conduction nerveuse des influx nociceptifs le long des voies sensitives entre le site douloureux et le système nerveux central.

Les autres techniques d'anesthésie régionale bloquent essentiellement les influx nerveux au niveau médullaire, par voie péridurale ou sous-arachnoïdienne. Elles sont rarement utilisées pour le membre thoracique, elles peuvent être à l'origine d'une paralysie diaphragmatique obligeant à une ventilation assistée qui alourdit considérablement la procédure. En revanche, elles sont fréquemment utilisées pour anesthésier le train postérieur, avec comme inconvénient par rapport à l'anesthésie du nerf fémoral ou sciatique, d'être bilatérale et donc d'empêcher la mobilité en post-opératoire et d'être potentiellement à l'origine d'un décubitus inopiné [7].

### 2.3. Intérêts propres aux animaux de rente de l'anesthésie locorégionale.

Chez les animaux de rente, l'anesthésie locale ou régionale reste une technique de choix pour assurer l'analgésie. En effet, les chirurgies ou traitements se font à la ferme, ainsi, les moyens de surveillance en cas d'anesthésie générale sont insuffisants et la surveillance pour le réveil est souvent absente, les équipements de réanimation ne sont pas à disposition. Par ailleurs, l'anesthésie générale reste onéreuse et donc souvent refusée par les éleveurs. L'anesthésie locale ou générale permet de gérer la douleur sans altérer les autres fonctions vitales. Associée à une contention physique et/ou une sédation si nécessaire, l'anesthésie locale ou régionale permet de réaliser de nombreuses chirurgies dans des conditions éthiques et sécuritaires et ce de façon économique sur l'exploitation, et ce que l'animal soit debout ou couché.

A ce jour, les épidurales pour l'arrière-train, paravertébrales ou anesthésie d'infiltration pour les laparotomies, les écornages, les blocs veineux sous garrot ou le bloc digital en 4 points pour anesthésier le pied sont utilisés en routine sur les exploitations. Pour les membres antérieurs, mis à part le pied, aucune technique d'anesthésie régionale n'est utilisée en pratique courante pour gérer de manière éthique les fractures et arthrites septiques qui sont des affections fréquentes notamment chez le veau.

## 2.4. Anesthésiques locaux

### 2.4.1. Généralités

Les anesthésiques locaux bloquent de façon réversible la propagation des potentiels d'action le long des axones, et ce sans altération du nerf. Ils inhibent la dépolarisation et ainsi la conduction nerveuse en interférant avec les pompes à sodium voltage-dépendantes [16].

Leur particularité réside dans le fait qu'ils sont appliqués directement sur la cible et ne nécessitent pas d'absorption ou de distribution systémique. Ils rendent insensible à la douleur et/ou paralysent le territoire correspondant à l'innervation auprès de laquelle les anesthésiques vont être administrés.

L'étendue du bloc sensitif et moteur dépend des modalités d'administration de l'anesthésique local, au niveau des terminaisons nerveuses ou au niveau d'un tronc nerveux par exemple.

L'apparition de l'inhibition et sa durée d'action varie selon les produits, les concentrations utilisées et la vascularisation périphérique : inhibition rapide en quelques minutes et de courte durée pour la lidocaïne, en une vingtaine de minutes et de longue durée pour la bupivacaïne.

Le premier anesthésique local découvert fut la cocaïne (isolée en 1860 par Nieman). Puis la procaine a été synthétisée en 1905 par Einhorn. La plus utilisée en médecine vétérinaire est la lidocaïne (synthétisée en 1943 par Lofgen) [16]. Plus récemment, la bupivacaïne et la ropivacaïne ont été synthétisées et sont actuellement plus largement utilisées en médecine humaine qu'en médecine vétérinaire.

La toxicité de ces produits résulte généralement d'une résorption systémique à l'origine d'effets neurologiques, tremblements pouvant précéder des convulsions que l'on explique par l'inhibition préférentielle d'aires cérébrales inhibitrices, qui entraîne une dépression et un arrêt respiratoire. Des effets vasculaires, vasodilatation périphérique entraînant une hypotension et des effets cardiaques, effets inotrope et dromotrope négatifs (diminution de la conduction et de la force de contraction) avec hypotension, blocs atrioventriculaires, collapsus cardio-vasculaire précèdent généralement les effets respiratoires. Les concentrations toxiques de ces produits peuvent être atteintes en cas d'injection intravasculaire accidentelle [11].

Certains anesthésiques locaux ont d'autres propriétés pharmacologiques qui légitiment leurs indications à d'autres fins thérapeutiques comme par exemple la lidocaïne qui est utilisée pour traiter les arythmies ventriculaires.

#### 2.4.2. La lidocaïne [29]

La lidocaïne est le seul anesthésique local autorisé pour les animaux de production, c'est pourquoi nous ne traiterons pas les autres anesthésiques locaux.

La lidocaïne est un anesthésique local de type amidé. Elle bloque de manière réversible les canaux sodiques (et dans une moindre mesure les canaux potassiques) voltage dépendants. Elle dispose d'une AMM vétérinaire pour l'espèce bovine pour des formes injectables. Elle apparaît comme l'anesthésique local le plus utilisé en médecine vétérinaire en raison de sa disponibilité et de la réglementation interdisant l'utilisation d'autres anesthésiques locaux chez les animaux de production.

La lidocaïne entraîne un blocage réversible de la création ou de la propagation d'un potentiel d'action membranaire sur les cellules spécialisées musculaires lisses, striées, myocardiques, neurones. Elle est également vasodilatatrice, relaxante musculaire, spasmolytique et inotrope négative. Elle entraîne aussi un allongement de la période réfractaire. La lidocaïne est un anesthésique local dont l'action locale provient essentiellement du mode d'administration et de l'importance de la résorption.

Ses principales indications en médecine vétérinaire sont : les anesthésies de surface ou par infiltration locale, locorégionale ou régionale, le traitement d'urgence des troubles du rythme ventriculaire par hyperexcitabilité, l'amélioration de la valence d'analgésique (et de myorelaxation selon la voie d'administration) du protocole anesthésique.

L'élimination est hépatique et urinaire (moins de 10%).

Son effet apparaît en 2 à 20 minutes selon le mode d'administration et sa durée d'action s'étend de 30 à 120 minutes.

Les effets indésirables de la lidocaïne sont rares aux doses thérapeutiques. Ils peuvent apparaître lors d'administration systémique de doses supratherapeutiques. Des vomissements, des tremblements, un nystagmus, des convulsions, une excitation suivie d'une dépression centrale, une tachypnée suivie d'une bradypnée avec bronchostriction, une hypertension suivie d'une hypotension, une tachycardie suivie d'une bradycardie avec des blocs atrioventriculaires et un QRS allongé ont été décrits lors de surdosage.

La dose convulsivante intraveineuse chez le chien est de 20,8 +/- 4,0 mg/kg d'après Feldman [11]. Aucune étude de ce type chez le veau n'a encore été menée.

### **3. Le bloc du plexus brachial**

#### 3.1. Indication du bloc du plexus brachial

Le bloc du plexus brachial permet d'anesthésier le membre thoracique particulièrement distalement au coude [18]. Il pourrait donc être donc indiqué chez le veau lors d'amputation d'onglon, de réduction de fracture radio-ulnaire, métacarpienne ou phalangienne, de chirurgie du pied, de traitement des arthrites du carpe et du boulet.

Chez l'Homme, l'anesthésie du plexus brachial est couramment utilisée pour les chirurgies de la main et de l'avant-bras [3] chez des patients vigiles, sédatisés ou anesthésiés.

En médecine vétérinaire, l'utilisation du bloc du plexus brachial se développe chez le Chien.

Une seule étude rapporte l'utilisation du bloc du plexus brachial chez les bovins en Inde [2]. 30 essais ont porté sur 8 animaux et 5 ont subi une amputation d'onglon. L'analgésie a été jugée satisfaisante, une réaction motrice a été notée lors de l'incision du périoste. Néanmoins, cet article détaille peu l'évaluation du bloc et reste très sommaire concernant les résultats cliniques.

Chez le Chien, plusieurs publications rapportent le recours à l'anesthésie du plexus brachial :

- Nutt [21] a décrit 21 cas où un bloc des nerfs du plexus brachial a été mis en œuvre lors de traumatismes distaux au coude : fracture radio-ulnaire, non union du processus anconé, luxation radio-carpienne, plaies de l'avant-bras, kystes interdigités... La réalisation du bloc a permis pour chaque cas une excellente myorelaxation et analgésie autorisant ainsi la manipulation du membre douloureux, les examens radiographiques et le traitement chirurgical : réduction de fracture, parage et suture de plaies, amputation de doigts, réduction de luxation... Dans cette étude, trois cas ont nécessité une prémédication ou une anesthésie générale, lorsque le caractère du chien ne permettait pas une contention suffisante ou que le traumatisme s'étendait proximement au coude.

- Futema [12] a montré que le bloc des nerfs du plexus brachial autorisait également des interventions proximales au coude (ostéotomie de l'humérus) mais que le bloc n'était effectif que distalement à l'épaule.



- Moëns [18] a placé un cathéter pour répéter des blocs nerveux en évitant des ponctions multiples. Le succès des blocs répétés n'était pas satisfaisant et le positionnement du cathéter peu fiable dans la durée. Seuls 2 chiens sur 7 ont montré un bloc nerveux complet à la seconde injection. Néanmoins, l'étude a montré que le placement du cathéter pouvait se faire sur animal vigile sans prémédication.

- Wenger [30] a réalisé un bloc des nerfs du plexus brachial avant une arthrodèse du carpe avec une analgésie suffisante pendant 7 heures. Il a également publié une étude comparative sur 10 chiens [31] ayant subi une intervention chirurgicale sur le membre thoracique de type arthrodèse du carpe ou réduction de fracture du radius ou de l'ulna. Le groupe témoin a reçu significativement plus d'opioïdes en per-opératoire et en post-opératoire que le groupe ayant bénéficié d'une injection d'un mélange 1/3 lidocaïne et 2/3 bupivacaïne lors du bloc du plexus brachial.

Ainsi le bloc du plexus brachial est particulièrement intéressant lors de traumatismes distaux du membre thoracique et permet, associé à une prémédication, une sédation ou une anesthésie générale de réaliser des interventions chirurgicales douloureuses.

### 3.2. Contre-indications au bloc du plexus brachial

Les contre-indications des blocs nerveux qui concernent le bloc du plexus brachial sont [20] :

- les anomalies anatomiques qui peuvent modifier les repères anatomiques,
- une infection au site d'injection qui empêche d'appliquer une procédure d'asepsie,
- une affection systémique de type septique,
- des troubles de la coagulation car le risque d'hématome par ponction veineuse ou artérielle est alors trop élevé,
- une insuffisance respiratoire dans la mesure où le bloc du nerf phrénique est possible lors d'anesthésie du plexus brachial,
- une neuropathie.

### 3.3. Complications pouvant être associées à la réalisation du bloc du plexus brachial [7]

#### 3.3.1. Ponction vasculaire et injection intravasculaire

Pour éviter l'injection intravasculaire, il faut systématiquement aspirer avant d'injecter l'anesthésique local.

Cependant, malgré les précautions prises en réalisant une aspiration systématique avant chaque injection, il est possible qu'une partie de l'anesthésique soit injecté en intravasculaire. En effet, l'absence de sang ne garantit pas une position extravasculaire étant donné la proximité des vaisseaux axillaires et du plexus brachial.

La ponction de la veine axillaire entraîne rarement un hématome, et rarement des conséquences cliniques.

L'artère axillaire peut également être accidentellement ponctionnée ; il se forme alors le plus souvent un hématome et les risques de vasospasmes et de pseudo-anévrismes sont accrus.

En cas d'hématome, si la compression est immédiate et suffisante, on observe le plus souvent une résorption spontanée sans séquelle en une à deux semaines. Cependant dans le cas du bloc du plexus brachial, la ponction a lieu dans la région axillaire et lors d'effraction vasculaire, la compression reste difficile.

#### 3.3.2. Ponction et injection intraneurale

Le risque de neuropathie périphérique est présent lors de la réalisation d'un bloc périphérique par ponction d'un nerf. Les symptômes peuvent aller de douleurs rapidement régressives jusqu'à une parésie définitive. Ceci est attribué au traumatisme direct du nerf par le biseau de l'aiguille et la dilacération des fibres nerveuses lors de l'injection intraneurale. Sur un patient vigile, l'injection intraneurale déclenche une vive réaction de douleur aiguë. Chez les animaux, l'absence de résistance lors de l'injection permet d'indiquer une position extraneurale.

En cas de traumatisme nerveux, les symptômes peuvent apparaître seulement une à deux semaines plus tard et se manifestent par une douleur persistante, un déficit moteur ou sensitif. La récupération peut être complète mais les dommages sont parfois irréversibles, plus particulièrement en cas d'injection intraneurale. Pendant le temps de récupération, il est indispensable de protéger l'extrémité du membre et de lutter contre la douleur.

### 3.3.3. Toxicité systémique

La diffusion systémique d'un anesthésique local peut entraîner des effets neurologiques, vasculaires et cardiaques cités précédemment (I. 2.3.1).

Lors d'injection intravasculaire accidentelle, on observe une atteinte du système nerveux central (convulsions) suivie d'une dépression du système cardio-vasculaire (hypotension).

### 3.3.4. Toxicité locale

La myotoxicité aiguë de l'ensemble des anesthésiques locaux a été démontrée à des concentrations thérapeutiques par de nombreuses études expérimentales, notamment chez le rat [34]. Très rapidement après l'injection, 5 minutes après l'exposition des fibres musculaires à l'anesthésique, on peut observer une hypercontraction des myofibrilles, évoluant dans les 15 minutes vers un œdème des myocytes, puis leur nécrose et l'afflux des polynucléaires neutrophiles en 24 à 48h [14]. Cette toxicité est aggravée si l'anesthésique local est associé à de l'adrénaline.

Cependant, chez l'Homme, ces complications cliniques restent rarement rapportées (douleurs musculaires importantes et prolongées en post-anesthésie) mais il semblerait qu'elles ne rétrocedent pas aux thérapeutiques antalgiques et analgésiques classiques.

### 3.3.5. Infection au point d'injection

Le risque d'infection s'avère présent lors de toutes administrations ne respectant pas les règles d'asepsie. Ainsi, y compris lors d'anesthésie locale, il importe de réaliser une antiseptie rigoureuse de la zone avant de réaliser la ponction cutanée.

### 3.3.6. Hémiparalysie diaphragmatique

Le bloc du nerf phrénique reste généralement sans conséquence chez un sujet sain mais, chez un sujet insuffisant respiratoire, il peut être à l'origine d'une détresse respiratoire.

### 3.3.7. Syndrome de Claude-Bernard-Horner et cornage

En cas d'anesthésie du tronc vago-sympathique, un syndrome de Claude-Bernard-Horner peut se manifester cliniquement de façon unilatérale par une atonie de la lèvre, une ptose palpébrale, une enophtalmie et un myosis.

Le cornage apparaît en cas d'anesthésie du nerf laryngé récurrent [20].

### 3.3.8. Pneumothorax

En cas de ponction de la cavité thoracique par l'aiguille, il est possible d'observer des signes de pneumothorax : anxiété, tachycardie, douleur thoracique, emphysème sous cutané, hyper résonance, diminution des bruits respiratoires. Ainsi, lors de la réalisation d'une anesthésie plessique, il conviendra de parfaitement maîtriser le trajet de l'aiguille afin de limiter l'incidence de cette complication.

## 3.4. Les différentes techniques d'anesthésie du plexus brachial

Quelle que soit la technique utilisée, une préparation de la zone de ponction est indispensable : tonte large (région de l'épaule, régions pectorale et cervicale) suivi d'un nettoyage chirurgical.

La précision avec laquelle l'anesthésique local est déposé au plus proche du nerf est déterminante : temps de latence diminué, anesthésie complète.

Un autre point commun à toutes les techniques est la vitesse d'injection de l'anesthésique local. Rucci [24] a montré qu'une injection lente sur 30 secondes, et même mieux sur une minute, permettait une meilleure diffusion de l'anesthésique local dans les tissus périnerveux et donc une anesthésie plus complète du territoire.

De plus, une aspiration de contrôle doit être systématiquement effectuée avant chaque injection afin d'éviter l'injection intravasculaire.

### 3.4.1. Repérage de structures anatomiques

Les techniques d'administration dites « à l'aveugle » utilisent classiquement divers repères anatomiques permettant d'identifier le lieu de ponction et d'injection.

- En médecine humaine, de nombreuses techniques ont été décrites selon le lieu de ponction, le nombre d'injection, la position du bras...[8]. Les approches les plus courantes sont les approches interscalénique, cervicale, axillaire, supra-claviculaire, infra-claviculaire, supra-scapulaire, du canal huméral [8]. La recherche de paresthésie (sensation désagréable non douloureuse) est une technique de localisation à l'aveugle des nerfs chez l'homme. La manifestation de paresthésie indique que la pointe de l'aiguille est au contact du nerf ciblé et avertit du risque de lésion nerveuse. Cette technique utilisable chez l'homme n'est pas envisageable chez les animaux. Par ailleurs, elle a été abandonnée chez l'homme du fait des risques élevés de lésions nerveuses qu'elle peut engendrer [28]. En médecine humaine, les techniques à l'aveugle sont aujourd'hui délaissées au profit de techniques assistées par électrostimulation et/ou imagerie qui permettent une meilleure localisation des nerfs ; les approches restant identiques.

- Chez le Chien, deux types de techniques ont été décrites : le bloc du plexus brachial par abord crânial et le bloc par abord paravertébral. Chez le chien, les injections à l'aveugle sont encore assez répandues mais les techniques assistées par électrostimulation se développent de plus en plus. Par contre, aucune technique assistée par l'imagerie (échographie ou doppler) n'a encore à ce jour été clairement décrite dans la littérature.

- la technique par abord crânial a été décrite à plusieurs reprises dans la littérature et ce de différentes manières :

Quandt [23] a décrit une insertion médiale à l'articulation scapulo-humérale en direction de l'articulation chondro-costale de la première côte, parallèlement à la colonne vertébrale.

Nutt [21] a décrit une technique sur animal vigile, debout, main gauche enfoncée dans la dépression de la fosse jugulaire, au centre d'un triangle formé par le bord crânial du muscle supra-épineux, le bord ventral et médial du muscle brachio-céphalique et la paroi thoracique, jusqu'à venir au contact de la première côte. L'aiguille (16G, 3 pouces) est alors enfoncée

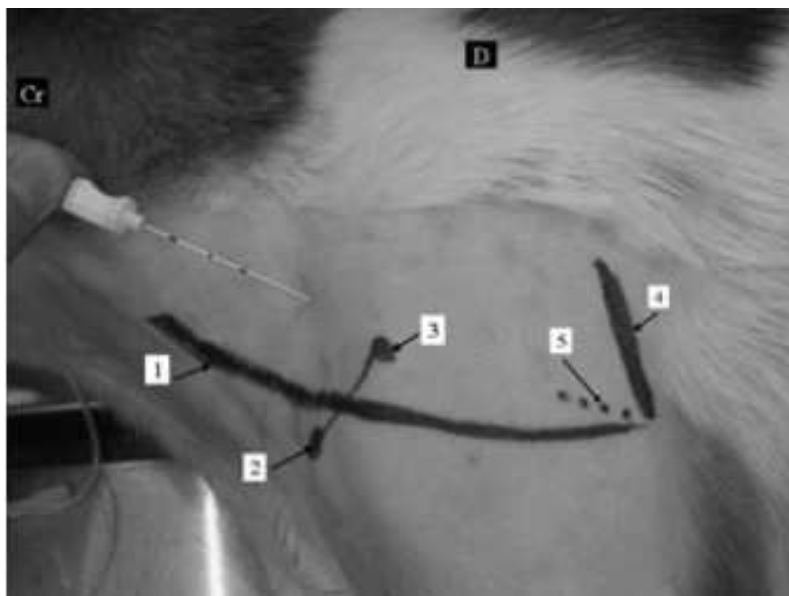
caudalement, médialement au muscle sous-scapulaire et latéralement à la paroi costale jusqu'à hauteur de l'épine scapulaire. Moëns a repris cette technique [18].

Duke [9] a décrit une technique plus approximative, consistant à insérer une aiguille 22G de 8,5cm de long à mi-chemin entre la pointe de l'épaule et le bord caudo-ventral de la dernière vertèbre cervicale palpable, puis de l'avancer sur toute sa longueur avec un angle de 25° environ par rapport à l'horizontale.

Wenger [30] a décrit une technique assimilable aux précédentes avec une direction horizontale de l'aiguille, dans le plan sagittal entre les muscles scalène et subscapulaire.

Futema [12] a décrit une technique d'approche plus caudale, s'appuyant sur la palpation de l'artère axillaire. L'aiguille est insérée crânialement à la première côte, proche de la jonction chondro-costale, l'artère étant protégée par le doigt l'ayant repéré. Le repérage des nerfs a ensuite été réalisé à l'aide de l'électrostimulation.

Mahler [17] a proposé d'introduire l'aiguille crânialement à l'acromion, selon un angle de 20-30° par rapport à la surface verticale sur laquelle est couché l'animal, orienté parallèlement à l'axe longitudinal du corps : dans une direction ventro-caudale, à travers le muscle brachiocéphalique, médialement au muscle sous-scapulaire et parallèlement à la paroi thoracique.



- 1: veine jugulaire,
- 2: bord crânial du tubercule majeur,
- 3: acromion,
- 4: première côte,
- 5: localisation des nerfs du plexus brachial.

**Fig 3 : repères anatomiques pour localiser le plexus brachial du chien d'après Mahler S.**

- la technique par abord paravertébral s'appuie sur des repères anatomiques facilement palpables, permettant des injections précises de faibles volumes.

Cette technique, décrite par Lemke [15], consiste à bloquer les nerfs C6, C7, C8 et T1 à leur émergence des foramens intervertébraux. Afin de palper les repères anatomiques nécessaires à la réalisation du bloc, la scapula est déplacée caudalement pour libérer l'apophyse transverse de la 6<sup>ème</sup> vertèbre cervicale (VC6) et le départ de la première côte. C6 et C7 sont bloqués par l'injection d'anesthésique local aux bords crânial et caudal du processus transverse de VC6. Puis, C8 et T1 sont bloqués par l'injection d'anesthésique local dorsalement aux bords crânial et caudal de la tête de la première côte. Afin d'éviter toute injection épidurale, l'aiguille doit être orientée caudalement.

- Chez le Mouton, Estebe [10] a décrit une technique adaptée de l'approche interscalénique humaine (modèle expérimental pour la médecine humaine).

Les repères utilisés sont facilement visibles ou palpables. Sur l'animal en décubitus latéral, les membres thoraciques tendus vers l'arrière formant un angle de 110-120° avec l'encolure, il est possible de repérer, crânialement la veine jugulaire externe, l'œsophage dans sa portion cervicale et la trachée, ventralement les muscles pectoraux transverse et descendant, dorsalement les muscles scalènes ventral et dorsal et les vertèbres cervicales. La technique consiste à insérer l'aiguille tout près des vertèbres cervicales, au bord latéral du muscle scalène ventral, puis à la diriger caudalement et dorsalement vers le plan sagittal selon un axe oblique quasiment parallèle à l'axe longitudinal du cou et latéralement par rapport au plan de la table.

### 3.4.2. Techniques assistées

#### 3.4.2.1. L'électrostimulation

L'électrostimulation utilise un courant électrique afin de stimuler les fibres motrices pour produire des contractions musculaires.

Le courant est appliqué à la pointe d'une aiguille isolée. Les impulsions électriques appliquées à l'extrémité de l'aiguille vont déclencher un influx nerveux dans le nerf approché et une réponse musculaire motrice spécifique de ce nerf. La progression de l'aiguille en direction du nerf entraîne une augmentation de l'amplitude de la réponse musculaire. Pour localiser précisément le trajet nerveux, il convient de diminuer progressivement l'intensité de la stimulation pour obtenir la réponse musculaire initiale. Lorsque l'intensité la plus faible produit une contraction musculaire alors l'aiguille est dans l'environnement immédiat du nerf.

Cette technique assistée permet de localiser précisément les nerfs et améliore l'efficacité et la réussite de l'anesthésie du plexus brachial par rapport aux techniques dites à l'aveugle tout en diminuant le volume d'anesthésique injecté [1 ; 26].

Cette technique a l'avantage d'être indépendante de la volonté du patient et permet d'obtenir une réponse musculaire objective sans contact entre le nerf et l'aiguille. Elle est donc utilisable en médecine vétérinaire même sur un patient sous sédation ou anesthésié.

#### 3.4.2.2. L'échographie et le doppler

Plus récemment, des techniques assistées par l'imagerie médicale ont fait leur apparition en médecine humaine. Elles permettent de localiser la veine et l'artère axillaires ainsi que les nerfs ulnaire, médian et radial à proximité de l'artère axillaire. L'aiguille est également localisée et l'injection échoguidée permet de voir en temps réel la diffusion de l'anesthésique local autour de chaque nerf [4].

L'échoguidage permet de raccourcir le temps de procédure [32], d'améliorer la qualité du bloc, de prolonger la durée du bloc et diminuer les risques de complications associées.

Bien qu'émergentes, ces techniques ne sont pas encore parfaitement décrites en médecine vétérinaire mais pourraient être développées, le frein majeur au développement de ces techniques reste cependant le coût des appareils échographiques.



## **II- Matériels et méthode**

L'ensemble du protocole a été soumis au comité d'éthique de la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe (Université de Montréal, Québec, Canada) et validé avant d'être appliqué.

L'étude a été menée à l'hôpital des grands animaux de la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe en collaboration avec les Docteurs Jean-Jacques Kona-Boun et André Desrochers.

### **1. Etudes préliminaires**

#### **1.1. Repères anatomiques**

Tout d'abord, une dissection de cadavre de veau a été effectuée. Le but était de contrôler l'anatomie de la région axillaire du veau, repérer le plexus brachial, sa localisation, les nerfs qui en prenaient naissance. Cette étude pilote a tenté d'établir l'ensemble des repères anatomiques nécessaires à la réalisation de notre étude pivot.

Aucun repère anatomique précis n'a encore été décrit chez le veau. D'après la dissection du cadavre de veau, le plexus est placé médialement à la scapula, très légèrement dorsal à l'articulation scapulo-humérale, à une distance s'étendant de 4 à 7 cm environ du bord crânial de l'articulation scapulo-humérale.

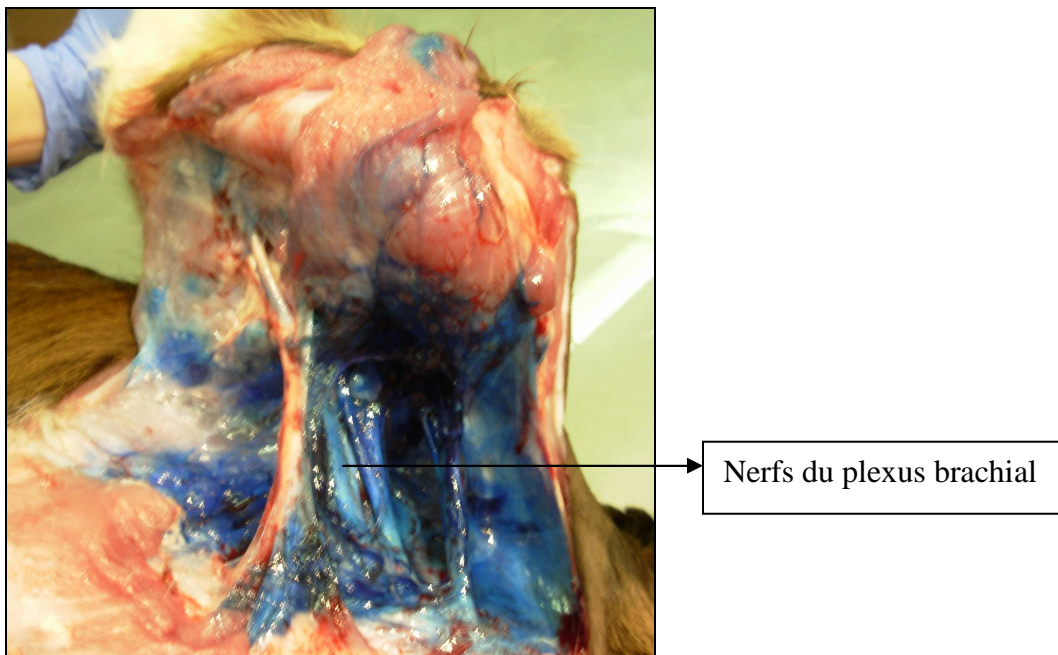
#### **1.2. Volume**

En outre, cette étude pilote a permis, au travers d'une administration de bleu de méthylène réalisée sur 2 veaux morts, de vérifier la validité des volumes choisis d'anesthésiques locaux.

Sur deux cadavres de veaux, une injection au bleu de méthylène dans la région axillaire a été réalisée. Le but était de contrôler le volume choisi en vérifiant la distribution du produit autour du plexus brachial en disséquant cette région suite à l'injection. En se basant en particulier sur l'étude concernant le mouton d'Estebe [10], nous avons testé le volume de 0,5 ml par kilogramme soit 25ml pour 50 kilogrammes. Ce volume, aux vues des injections au bleu de méthylène, est apparu suffisant pour assurer une infiltration satisfaisante du plexus brachial. Ainsi, aucun autre volume n'a été testé.

### 1.3. Vérification de l'approche et de la technique

Enfin, l'approche subscapulaire par abord crânial associée à l'électrostimulation a été testée sur 4 veaux devant être euthanasiés avec une injection de bleu de méthylène du vivant de l'animal (sous sédation). L'euthanasie était réalisée seulement quelques minutes après l'injection. La dissection de la région axillaire nous a permis de nous rendre compte que l'injection était effectuée suffisamment proche du plexus brachial pour théoriquement permettre son anesthésie. Ainsi aucune autre approche n'a été testée.



**Fig 4 : distribution du bleu de méthylène après injection à l'aide de l'électrostimulateur.**

## **2. Etude pivot**

### 2.1. Animaux

L'étude a porté sur dix veaux mâles de race Holstein d'environ une semaine d'âge en bonne santé et ne présentant aucun déficit locomoteur.

Les veaux étaient logés en case individuelle sur paille et nourris au lait en poudre au sein de l'hôpital des grands animaux de la Faculté de Médecine Vétérinaire de Saint-Hyacinthe.

### 2.2. Produit, dosage et quantité

La lidocaïne est le seul anesthésique local autorisé chez les animaux de consommation. Notre choix s'est donc porté sur la lidocaïne 2% disponible sur le marché en flacons de 100 et 500 ml, adaptés à la médecine bovine. De plus, la durée d'action de la lidocaïne (30 à 120 minutes) est suffisante pour la réalisation des principales interventions sur le membre antérieur des veaux telles que les lavages articulaires, les arthrotomies ou les réductions de fractures.

Pour le choix du volume, Estebe [10] a préconisé un volume de 30cc pour des moutons de 68 +/-9,5kg soit environ 0,45ml/kg pour une distribution adéquate du produit autour des nerfs.

La lidocaïne peut être utilisée de façon sécuritaire à 10mg/kg ce qui donne un volume de 0,5ml/kg pour la lidocaïne 2%, proche du volume préconisé par Estebe pour les moutons.

Le choix a donc été arrêté sur 10mg/kg de lidocaïne soit 0,5ml/kg de lidocaïne 2% (Lurocaïne ND) soit pour un veau moyen de 50kg un volume de 25cc de lidocaïne 2%.

### 2.3.Approche choisie

L'approche choisie a été une approche par abord crânial adaptée du chien. En insérant l'aiguille crânialement à l'articulation scapulo-humérale en direction caudale dans l'axe de la colonne vertébrale, en décollant la scapula latéralement de la cage thoracique pour faciliter l'accès au plexus brachial, le membre laissé perpendiculaire à l'axe du corps (position normale), les nerfs du plexus peuvent être atteint à une distance de 4 à 7 cm environ.



**Fig 5 : approche crâniale vis-à-vis de l'articulation scapulo-humérale chez le veau.**

#### 2.4. Technique choisie

Dans l'étude pivot, nous avons choisi de réaliser l'anesthésie du plexus brachial au moyen d'une neurolocalisation par électrostimulation.

Le matériel mis à disposition incluait un électrostimulateur Stimuplex de B.Braun Medical Inc (PO Box57298, Toronto ON M5W5M5, Canada) dont le prix s'élevait alors à 1446,66 dollars canadiens soit environ 915,60 euros (au cours du dollars :1 euro = 1,58 dollars canadiens) ainsi que des aiguilles isolées de 15cm de longueur et de diamètre 20 Gauge Stimuplex insulated needle 20G, B.Braun Medical Inc (PO Box57298, Toronto ON M5W5M5, Canada) dont le prix unitaire s'élevait à 15 dollars canadiens environ (soit environ 9,50 euros au taux susmentionné).



**Fig 6. Electrostimulateur et aiguille isolée utilisés pour l'étude.**

## 2.5. Conditions générales

Le choix du membre à anesthésier a été réalisé par une table de randomisation. L'animal a été pesé puis sédaté à l'aide de xylazine en intraveineuse à la dose de 0,15 mg/kg. Par la suite, le veau a été placé en décubitus latéral, le membre devant faire l'objet de l'anesthésie du plexus brachial placé vers le haut. Les trois autres membres ont été attachés à la table. Les régions cervicale et scapulaire ont été rasées et préparées de manière chirurgicale.



**Fig 7. Veau sédaté, couché sur le côté gauche, le membre antérieur droit laissé libre, les régions cervicale et scapulaire rasées.**

Dans cette étude randomisée, le choix du produit infiltré au contact du plexus a été réalisé selon une table de randomisation.

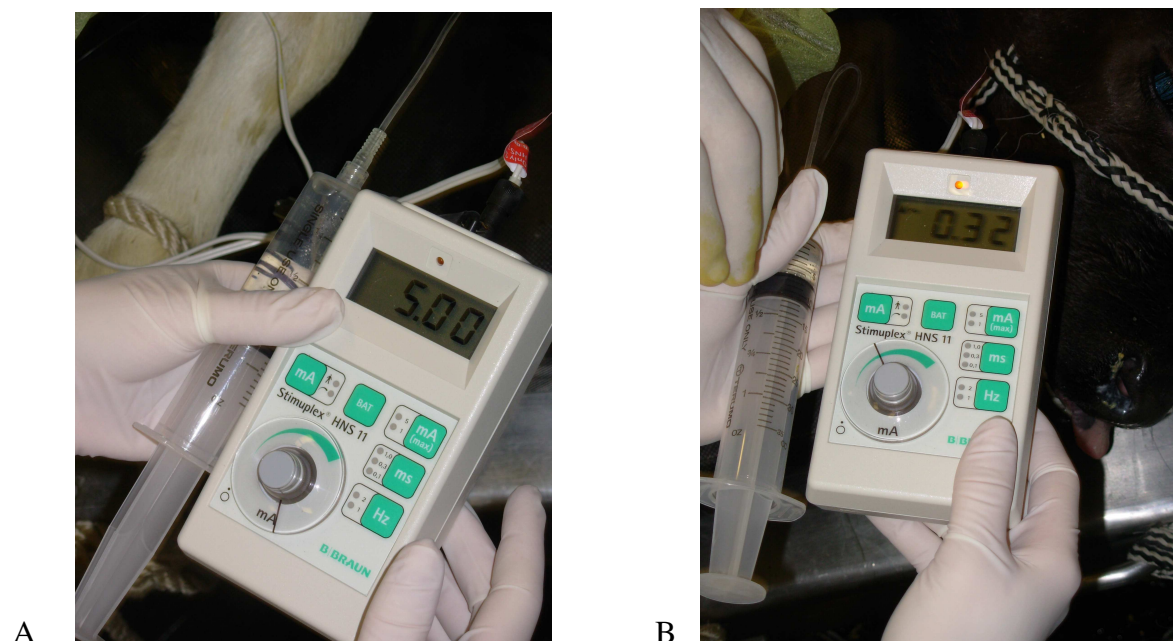
Cinq veaux ont reçu une infiltration d'une solution salée isotonique (NaCl 0,9%) et cinq ont reçu de la lidocaïne 2%, à raison de 0,5ml/kg. Le clinicien réalisant l'anesthésie locale et l'évaluation clinique de ses effets a été soumis aux conditions de l'aveugle en ignorant la nature de la solution injectée. Le groupe placebo a pour finalité d'évaluer les répercussions motrices et sensitives de l'administration d'un volume liquidien neutre dans la région axillaire.

## 2.6. Réalisation du bloc

L'aiguille est insérée à une profondeur de 3 à 4 cm environ, crânialement à l'articulation scapulo-humérale, en décollant la scapula de la cage thoracique, dans l'axe de la colonne vertébrale.



La stimulation électrique nécessaire à la neurolocalisation a été initiée à 5 mA et l'aiguille doucement déplacée caudalement si nécessaire. Quand un mouvement de flexion ou extension du carpe et/ou du boulet a été obtenu, l'intensité du courant a alors été diminuée jusqu'à obtenir une réaction motrice pour une intensité de 0,5 mA. La solution était alors injectée dans cette région. Avant chaque injection, une aspiration douce a systématiquement été réalisée afin de limiter le risque d'injection intravasculaire. L'injection de lidocaïne ou de placebo a été réalisée sur 30 secondes environ.



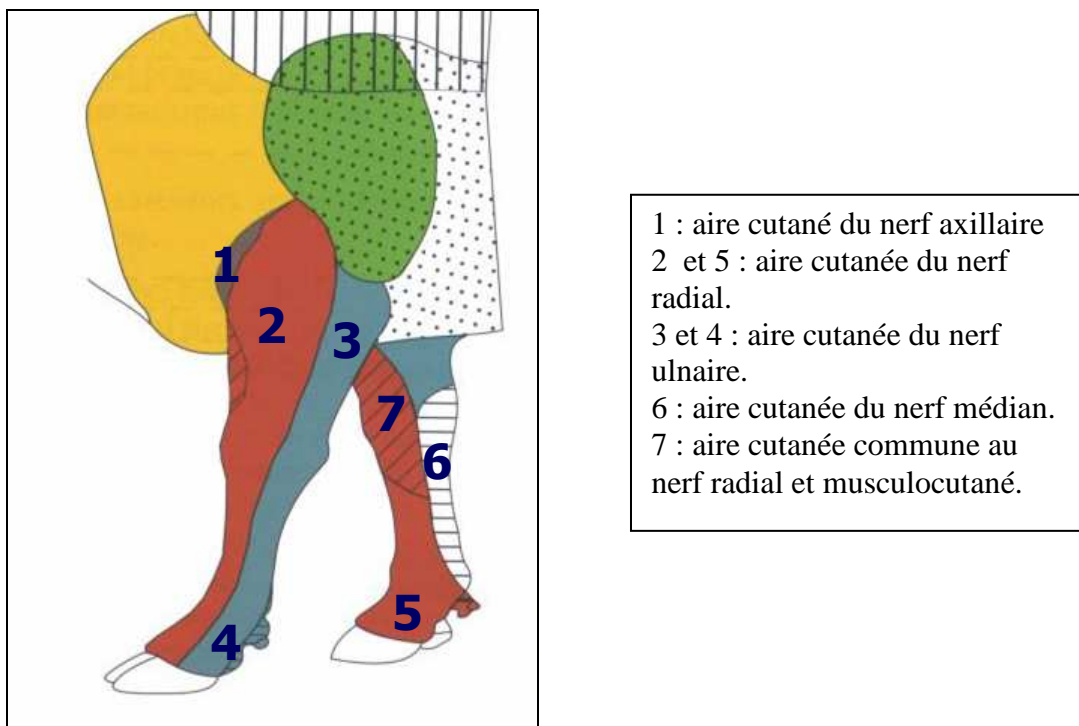
**Fig 8. A : départ de la stimulation électrique à 5 mA, B : injection pour 0,5 mA et moins.**

Après l'infiltration du plexus, la sédation a été antagonisée à l'aide de tolazoline en intraveineux (1,5 mg/kg) et l'animal ensuite reconduit à son box pour l'évaluation clinique de l'effet du bloc réalisé.

### 2.7. Evaluation clinique du bloc brachial

L'efficacité du bloc a été évaluée en testant la sensibilité cutanée et en observant la posture de chaque animal. Les tests ont été réalisés avant sédation, puis après l'injection, à intervalle de 5 minutes pendant 30 minutes puis toutes les 15 minutes jusqu'à récupération complète de la motricité et de la sensibilité. Si aucun déficit n'a été décelé avant les 60 premières minutes, l'évaluation clinique est arrêtée à ce moment. Le membre controlatéral servant de membre contrôle a également été testé aux mêmes périodes. Les dix veaux ont été évalués par la même personne restée en aveugle par rapport au traitement réalisé.

- La motricité a été évaluée en station debout à l'aide de l'échelle de Bromage modifiée (d'après Estebe, [10]):
  - Note 0 : mouvement libre du membre sans limitation de mouvement ;
  - Note 1 : mouvement incontrôlé avec appui sur le membre ;
  - Note 2 : incapacité à porter du poids sur membre, mouvement possible ;
  - Note 3 : paralysie complète.
  
- La sensibilité cutanée a été évaluée en pinçant la peau à l'aide d'une pince hémostatique de type Kelly (sans dent de souris, fermeture à 3 crans). Les aires cutanées des nerfs ulnaire (2 sites), médian (1 site), radial (2 sites), axillaire (1 site) et musculocutané (1 site) ont été testées, soit 7 sites pour les 5 dermatomes du membre thoracique. Le pointage suivant était donné : note 0 : absence de réaction ; note 1 : réaction. [figure 9].



**Fig 9. Evaluation de la sensibilité des différentes aires cutanées par pincement de la peau en 7 points.**

Les fiches d'évaluation utilisées pour l'étude sont reportées dans l'annexe 1 (page 67).

## 2.8. Analyse des résultats

L'analyse statistique a été réalisée à l'aide d'un test de Wilcoxon pour observations appariées pour la posture et d'un test Fisher pour la sensibilité. Une différence associée à une probabilité de  $p < 0,05$  a été considérée significative.

Pour analyser les résultats concernant la sensibilité, nous avons considéré les cinq aires cutanées. Pour les dermatomes testés en deux points (radial et ulnaire), si au moins une évaluation a été positive, alors la réaction de la région dans son ensemble a été considérée comme positive. Ainsi pour qu'une absence de réaction soit déclarée pour une de ces deux régions, les deux tests devaient être négatifs.



### III- Résultats

Au cours de l'étude, aucune des complications pouvant être associées à la réalisation d'un bloc des nerfs du plexus brachial mentionnées dans I.3.3. n'a été observée.

Le tableau récapitulatif tous les résultats se trouve en annexe 2 (page 71).

#### 1. Durée pour la réalisation du bloc brachial

**Tableau 2 : durée en minutes pour la réalisation du bloc pour chaque animal.**

Identification du veau	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Durée pour la réalisation du bloc (en minutes)	8	6	6	5	9	4	4	27	10	8

La durée moyenne pour réaliser l'injection (entre l'insertion de l'aiguille et son retrait) est dans nos conditions de 8,9 minutes avec une valeur minimale de 4 minutes et une valeur maximale de 27 minutes.

#### 2. Profondeur de l'aiguille lors de l'injection

L'aiguille a été insérée à une profondeur de 4 à 8 cm environ. Un veau a reçu une injection à 9,2 cm. Toutes les distances n'ont pas été précisément mesurées au cours de l'étude.

#### 3. Résultats du groupe témoin

Parmi les veaux ayant reçu l'infiltration de soluté isotonique, aucun n'a montré de déficit moteur ou sensitif.

De même, aucun membre témoin, c'est-à-dire le membre n'ayant pas reçu l'injection, n'a présenté de déficit sensitif ou moteur.

#### 4. Résultats du groupe ayant reçu de la lidocaïne

Sur les 5 veaux ayant reçu une injection de lidocaïne 2% à raison de 0,5ml/kg,

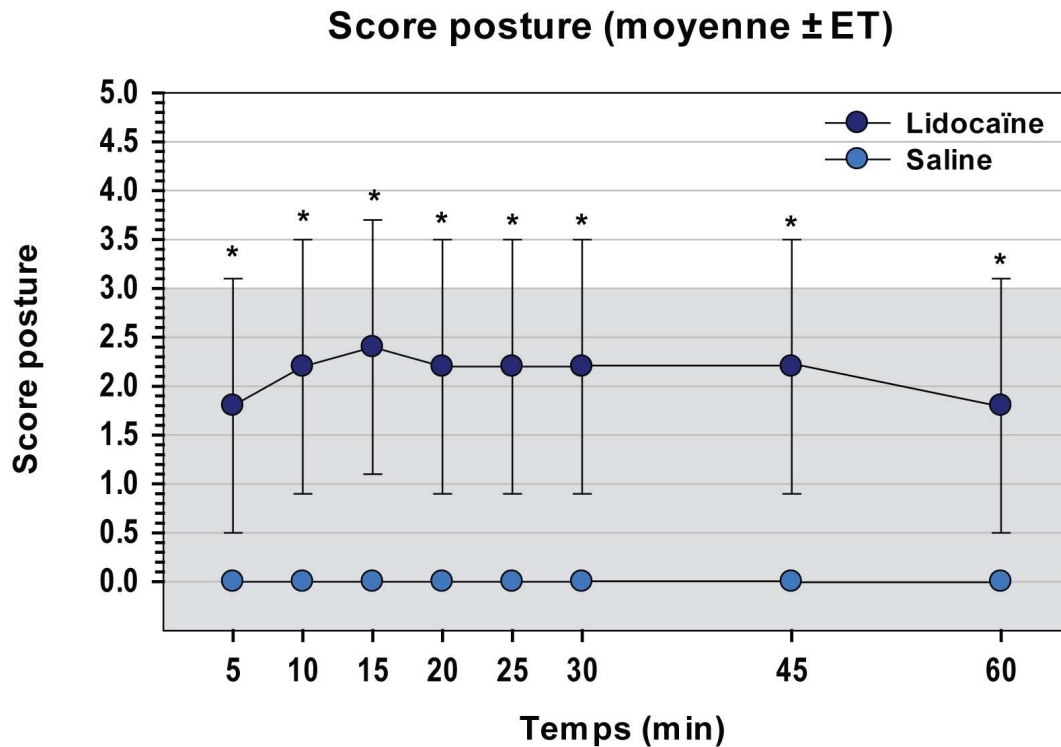
- Deux veaux ont présenté un bloc moteur et sensitif complet sur tout le membre,
- Deux veaux ont présenté un bloc moteur distalement au coude, l'un associé à un bloc sensitif complet, l'autre associé à un bloc sensitif limité à la région proximale, du coude jusqu'au boulet.
- Un veau n'a présenté ni bloc moteur, ni bloc sensitif.

#### 5. Résultats concernant le bloc moteur



**Fig. 10. Photos d'un veau présentant un bloc moteur du membre thoracique droit, note de posture=3 (selon Bromage).**

### 5.1. Résultats statistiques : comparaison au groupe témoin



**Fig 11. Moyenne des scores de posture en fonction du temps pour le groupe saline (placebo) et le groupe lidocaïne.**

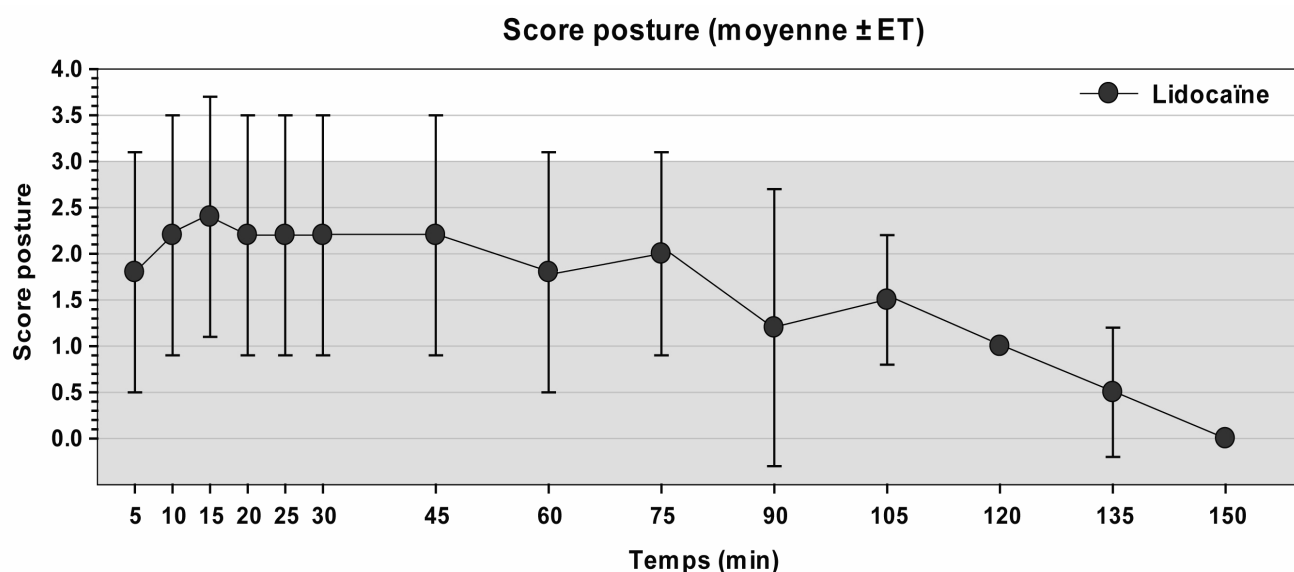
\* indique que la différence entre les deux est statistiquement différente ( $p < 0,05$ ).

ET = écart-type

Le graphique a été arrêté au temps 60 minutes car la notation était ensuite arrêtée pour les veaux dont la note était restée à 0, soit les veaux du groupe témoin et un veau du groupe lidocaïne.

Ainsi, malgré le fait qu'un veau du groupe lidocaïne n'a pas présenté de bloc moteur, les scores de posture du groupe lidocaïne apparaissent statistiquement différents de ceux du groupe placebo.

## 5.2. Résultats du groupe lidocaïne seul pour toute la durée d'observation.



**Fig 12. Moyenne des scores de posture du groupe lidocaïne en fonction du temps.**

ET = *écart-type*

La note moyenne de posture est aux alentours de 2 jusqu'à 75 minutes puis diminue progressivement. A 150 minutes, tous les veaux présentent une motricité normale du membre ayant subi le bloc brachial.

## 5.3. Délai d'action du bloc moteur

La latence d'apparition est comprise entre 5 et 10 minutes pour les veaux ayant eu un bloc moteur effectif.

## 5.4. Durée du bloc moteur

La durée d'action a été évaluée comme étant le temps entre la première note supérieure à 1 et la dernière note supérieure à 1. Cf annexe 2

La durée moyenne des blocs observés chez les 4 veaux ayant présenté un bloc moteur est de 69 minutes [mini 40 minutes ; maxi 100 minutes].

**Tableau 3. Durée d'action en minutes du bloc moteur observé sur les 4 veaux pour lesquels le bloc moteur a été effectif.**

Identification du veau	3	5	6	7	Moyenne
Durée en minutes	100	40	80	55	69

## 6. Résultats concernant le bloc sensitif

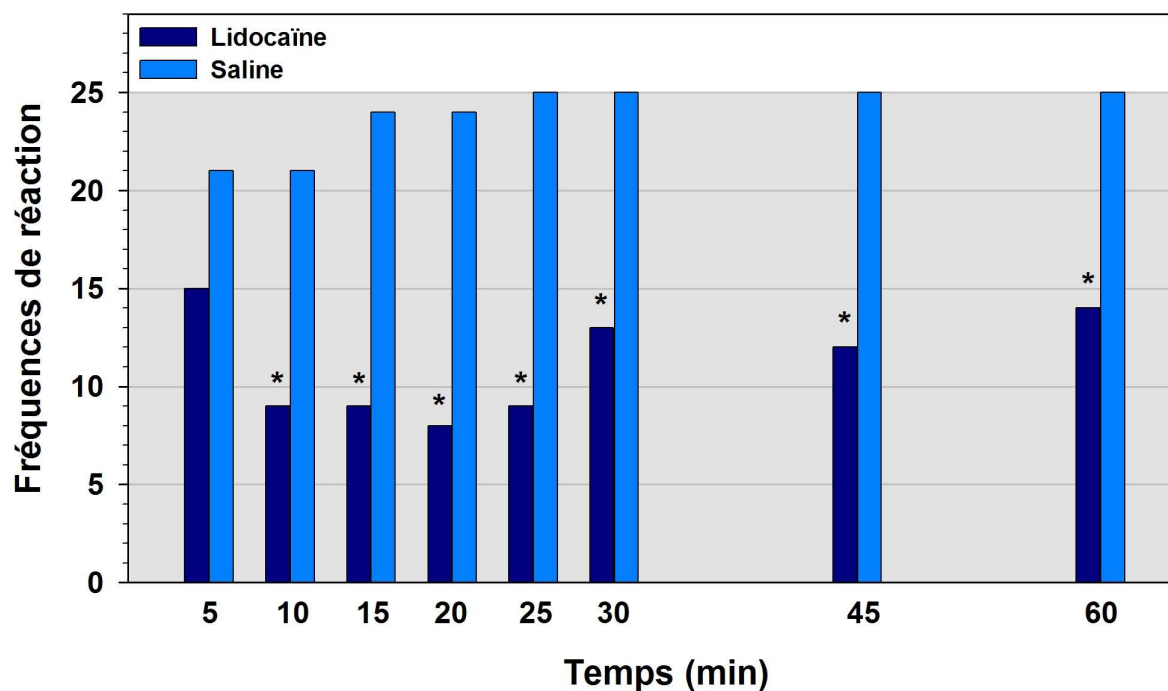


**Fig 13. Test de sensibilité à l'aide d'une pince hémostatique**

## 6.1. Résultats statistiques : comparaison avec le groupe témoin

### 6.1.1. Résultats de tous les dermatomes cumulés

#### Régions cumulées



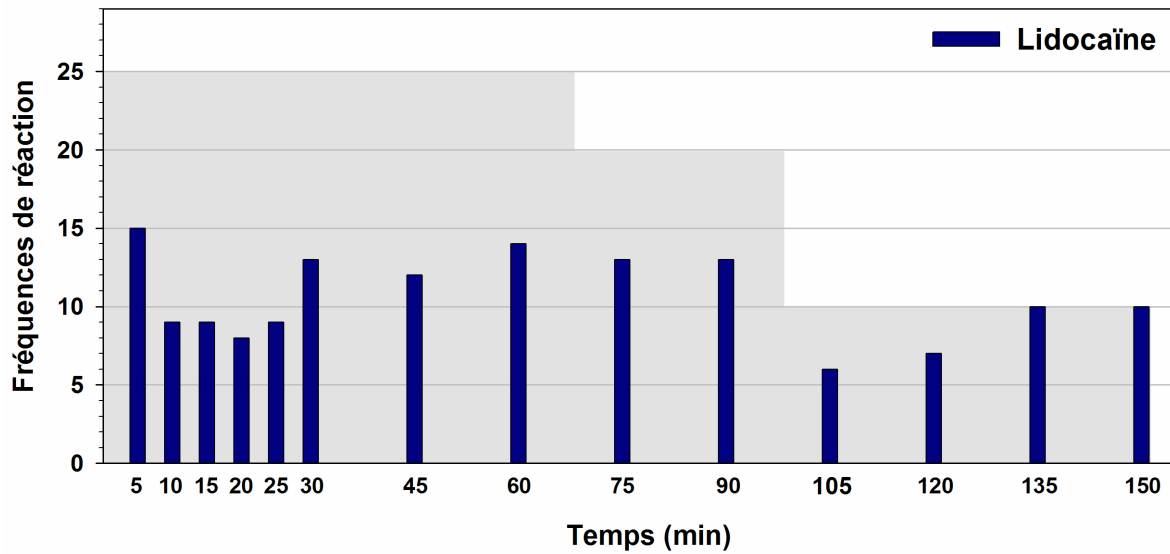
**Fig 14. Fréquence de réaction pour toutes les aires cutanées en fonction du temps pour le groupe placebo (saline) et pour le groupe « lidocaïne ».**

*\* signifie que la différence entre les deux groupes est statistiquement significative ( $p < 0,05$ ).*

*Pour chaque groupe, il y avait 5 veaux donc 5 membres injectés, pour chaque membre, 5 aires cutanées testées (en 7 points) donc pour le groupe  $5 \times 5 = 25$  réactions possibles. Pour le groupe lidocaïne, avec un veau pour lequel le bloc n'a pas marché, cela fait toujours au minimum 5 réactions (pour les aires cutanées testées). 25 est la note la plus haute signifiant que tous les veaux du groupe avaient réagi positivement pour chaque dermatome.*

L'administration de lidocaïne à 2% induit une perte de sensibilité sur plus de la moitié des régions testées pendant au moins 30 minutes. Notre étude montre en outre que la perte de sensibilité se prolonge au-delà de 60 minutes sur près d'un tiers des régions évaluées.

### Régions cumulées



**Fig 15. Fréquence de réaction des régions cumulées du groupe « lidocaïne » en fonction du temps jusqu'à la fin de la notation.**

*Il y a 5 veaux dans le groupe et chacun a été testé pour 5 aires cutanées (soit 25 réactions possibles). Après 60 minutes, il n'y a plus que 4 veaux inclus jusqu'à 90 minutes, puis 2 veaux jusqu'à 150 minutes, les zones grisées représentent ainsi le nombre total de tests en fonction du nombre de veau encore présents dans la notation au temps  $t$  soit 25 pour 5 veaux, 20 pour 4 veaux, 10 pour 2 veaux. A partir de 135 minutes, les 2 veaux encore inclus dans la notation avaient complètement récupéré leur sensibilité. Les notations n'étaient pas arrêtées tant que la sensibilité (et la motricité) n'était pas rentrée dans la normale. Ainsi, les 5 veaux avaient complètement récupéré leur sensibilité à la fin de l'étude.*

### 6.1.2. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf axillaire

**Tableau 4. Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région axillaire.**

Groupes	Fréquences de réaction Région axillaire							
	Temps (min)							
	5	10	15	20	25	30	45	60
<b>Lidocaïne</b>	3	3	2	2	2	3	2	3
<b>Saline</b>	3	3	4	4	5	5	5	5

*Seul le test de la région axillaire est considéré, soit 5 tests par groupe (pour les 5 veaux du groupe). Les différences entre les deux groupes ne sont pas statistiquement significatives.*

De plus, il nous est apparu pendant l'étude que le dermatome du nerf axillaire était peu sensible et ce sur l'ensemble des veaux que ce soit sur le membre injecté ou sur le membre témoin et n'était ainsi pas pertinent pour tester la sensibilité cutanée du membre antérieur.

### 6.1.3. Résultats concernant l'aire cutané du nerf radial

**Tableau 5. Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région radiale.**

Groupes	Fréquences de réaction Région radiale							
	Temps (min)							
	5	10	15	20	25	30	45	60
<b>Lidocaïne</b>	3	2	2	1*	2	3	3	3
<b>Saline</b>	5	5	5	5	5	5	5	5

\* Fréquence statistiquement différente ( $p < 0.05$ ) de celle du groupe placebo = saline (Fisher exact test)

Par rapport à la région axillaire, on peut voir que tous les veaux du groupe placebo (« saline ») ont réagi positivement pour ce dermatome à tous les temps de l'étude.

La différence s'avère statistiquement significative seulement pour un ratio de 1/5 soit uniquement au temps 20 minutes pour cette région.



#### 6.1.4. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf ulnaire

**Tableau 6. Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région ulnaire.**

	Fréquences de réaction Région ulnaire							
	Temps (min)							
Groupes	5	10	15	20	25	30	45	60
Lidocaïne	4	2	2	2	2	3	3	4
Saline	5	5	5	5	5	5	5	5

Pour l'aire cutanée du nerf ulnaire, tous les veaux du groupe placebo ont réagi positivement, pour le groupe « lidocaïne », tous n'ont pas réagi mais la différence entre les deux groupes n'est pas statistiquement significative.

#### 6.1.5. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf musculocutané

**Tableau 7. Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région du nerf musculocutané.**

	Fréquences de réaction Région musculocutanée							
	Temps (min)							
Groupes	5	10	15	20	25	30	45	60
Lidocaïne	3	1	1*	1*	2	2	2	2
Saline	4	4	5	5	5	5	5	5

\* Fréquence statistiquement différente ( $p < 0.05$ ) de celle du groupe saline (Fisher exact test)

Pour l'aire cutanée du nerf musculocutané, la différence entre les deux groupes est statistiquement différente aux temps 15 et 20 minutes.

### 6.1.6. Résultats concernant l'aire cutanée du nerf médian

**Tableau 8. Fréquence des réactions pour chaque groupe en fonction du temps pour la région du nerf médian.**

	Fréquences de réaction Région médiane							
	Temps (min)							
Groupes	5	10	15	20	25	30	45	60
Lidocaïne	2	1	2	2	1*	2	2	2
Saline	4	4	5	5	5	5	5	5

\* Fréquence statistiquement différente ( $p < 0.05$ ) de celle du groupe saline (Fisher exact test)

Pour l'aire cutanée du nerf médian, la différence entre les deux groupes est statistiquement significative uniquement au temps 25 minutes.

### 6.2. Délai d'action du bloc sensitif

La latence d'apparition du bloc sensitif est définie par le temps d'obtention d'une note 0, suivie d'une deuxième note 0. La majorité des latences observées est comprise entre 5 et 15 minutes, avec un extrême à 25 minutes (cf annexe 2).

### 6.3. Durée du bloc sensitif

La durée moyenne du bloc sensitif toutes régions confondues est de 45 minutes [mini 15 minutes ; maxi 115 minutes].

**Tableau 9. Durée d'action en minutes des 3 veaux ayant présenté un bloc sensitif complet**

Identification du veau	5	6	7	Moyenne
Durée en minutes (durée la plus basse des 5 aires cutanées)	15	80	40	45

*La durée minimale entre les 5 régions cutanées testées a été retenue pour chaque veau.*

## 7. Corrélation entre la posture et la sensibilité

L'objectif de cette approche est de vérifier si l'intensité du bloc moteur induit par la lidocaïne est ou non un reflet fidèle de l'intensité du bloc sensitif. Les fibres nerveuses motrices sont généralement moins sensibles au blocage nerveux induit par les anesthésiques locaux que les fibres sensitives (non myélinisées). Cependant, si les variations d'intensité du bloc moteur suivent d'assez près les variations d'intensité du bloc sensitif, l'observation motrice pourrait alors constituer un moyen simple et pratique d'évaluation de la qualité de l'anesthésie locorégionale.

Sur les 5 régions évaluées, lorsque 2 régions ont démontré une réaction (soit 2/5, ou 40%), le score de posture a été mis en relation. Pour chacun des 8 temps, il y a 5 ratios et 5 scores de posture.

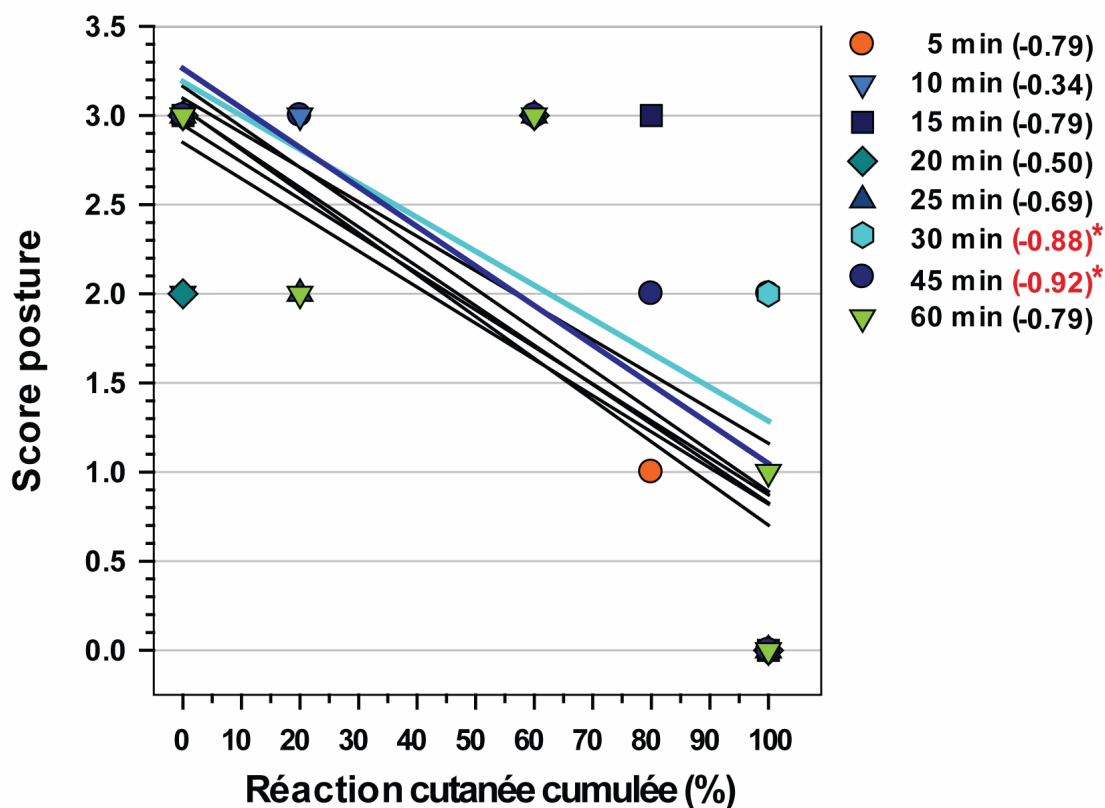


Figure 16. Corrélation entre le score de posture et le ratio des réactions cutanées (cumulatif) pour le groupe « lidocaïne ».

**Tableau 10. Corrélation entre le ratio des fréquences de réaction des régions cumulées et la posture pour le groupe « lidocaïne ».**

	<b>Corrélation Ratio fréquences de réaction-Régions cumulées <i>versus</i> score posture</b>							
	<b>Temps (min)</b>							
<b>Lidocaïne</b>	<b>5</b>	<b>10</b>	<b>15</b>	<b>20</b>	<b>25</b>	<b>30</b>	<b>45</b>	<b>60</b>
R Spearman	-0.79	-0.34	-0.79	-0.50	-0.69	-0.88*	-0.92*	-0.79
* Corrélation statistiquement significative ( $p < 0.05$ ) (Spearman correlation test)								

Nos résultats semblent indiquer une relation entre critères cliniques moteurs et sensitifs à 30 et 45 minutes où une diminution du score de posture est associée à un ratio élevé.

## **IV- Discussion**

### **1. Réponses aux objectifs**

D'après les résultats de notre étude, nous pouvons affirmer que l'anesthésie du plexus brachial par approche sub-scapulaire crâniale assistée par l'électrostimulation est une méthode permettant d'obtenir un bloc complet (moteur et sensitif) chez le veau dans près de 70% des cas.

Les repères anatomiques sont les suivants sur un veau en décubitus latéral : le membre est en position normale, perpendiculaire à l'axe du corps ; l'articulation scapulo-humérale est dégagée, en la soulevant, de la cage thoracique ; l'aiguille est insérée crânialement à cette articulation en direction caudale, parallèlement à l'axe de la colonne vertébrale, à une profondeur de 4 à 8 cm environ.

### **2. A propos de l'étude préliminaire**

#### 2.1. Dissection de cadavre

Un seul cadavre de veau a pu être disséqué avant la mise au point du protocole. Ainsi les repères anatomiques ont d'abord été basés sur un seul individu qui aurait pu présenté des variations anatomiques importantes et biaisé notre approche. Cependant, l'approche par électrostimulation nous a permis de limiter les conséquences pratiques de cette étude pilote menée sur un faible effectif.

#### 2.2. Volume choisi

Le volume administré a été choisi d'après des études ovines et les pratiques de terrain. Dans cette étude, un seul volume a été testé, mais a montré sur 2 cadavres (veaux euthanasiés quelques minutes avant de réaliser les injections) qu'il apparaissait suffisant pour une distribution adéquate autour des nerfs du plexus brachial.

Par ailleurs, la distribution du bleu de méthylène sur des cadavres (même morts depuis quelques minutes) est sûrement différente de celles des anesthésiques locaux sur des animaux vivants, ainsi il faut être attentif à ne pas porter de conclusions directement à partir de l'étude des cadavres. Cette étude pilote n'avait pour but que de vérifier que le volume choisi ne soit pas insuffisant pour remplir l'objectif.

### **3. A propos du protocole**

#### 3.1. Nombre d'animaux et limite de l'étude

Seulement 10 animaux ont été inclus dans cette étude préliminaire, ce qui, à la vue de nos résultats, s'avère insuffisant pour valider une technique nouvelle.

Cependant, même sur dix animaux répartis en deux groupes dans une approche randomisée double aveugle contre placebo, nous avons pu mettre en évidence la pertinence de cette technique.

Dans notre étude, la puissance statistique est faible (peu de sujets). La puissance statistique est la probabilité de réussir à rejeter l'hypothèse nulle selon laquelle « il n'y a pas de différence entre les traitements » lorsque cette hypothèse nulle est fautive (c'est-à-dire lorsque qu'il y a vraiment une différence réelle entre les deux traitements).

Donc, étant donné que la puissance statistique est faible en raison du n peu élevé, la probabilité d'une erreur de type II est grande : c'est la probabilité de ne pas rejeter l'hypothèse nulle alors qu'elle est fautive (ne pas détecter une différence alors qu'il y en avait une). Donc, on ne peut pas dire « il n'y avait pas de différence » mais plutôt « aucune différence n'a pu être mise en évidence ».

#### 3.2. Choix de la technique

Etant donné que l'étude des repères anatomiques n'a pu être effectuée que sur un seul cadavre et le nombre de veaux disponibles pour l'étude étant limité (10 animaux), la technique à l'aveugle a été jugée trop incertaine pour mettre au point une technique.

Ainsi nous avons opté pour une technique assistée afin de mieux localiser les nerfs. L'anesthésie du plexus brachial par échoguidage est encore très récente et n'est pas décrite chez les animaux. Par contre, l'électrostimulation est largement utilisée en médecine humaine et de plus en plus pour les chiens ; c'est également avec cette technique que le modèle expérimental du mouton a été décrit [10]. Cette technique permet d'augmenter les chances de succès de l'anesthésie du plexus brachial tout en réduisant les doses d'anesthésiques utilisés [26].

Le but étant de réussir à anesthésier le plexus brachial, nous avons donc plus de chance avec l'électrostimulateur, afin de repérer des marqueurs anatomiques qui permettraient de réaliser ce même bloc à l'aveugle sur le terrain.

Le choix de la technique a donc été arrêté sur l'électrostimulation.

### 3.3. Choix d'un contrôle avec saline isotonique

Etant donné que la technique n'était ni décrite, ni réalisée couramment chez le veau, nous voulions nous assurer que la réalisation du bloc, en soit, ne provoquait aucun problème, aucun déficit et que le volume mis en place dans la région axillaire n'entraînait pas de trouble moteur majeur. Ainsi, il apparaît que cette technique, au moins sur ce petit effectif, n'est pas a priori à l'origine de complications majeures (ponction vasculaire, lésions nerveuses...)

### 3.4. Choix de la lidocaïne

La lidocaïne a été choisie pour sa rapidité d'action et sa durée d'action suffisante pour les actes couramment pratiqués tels que les lavages articulaires ou les réductions de fractures. En outre, l'intérêt de la lidocaïne réside dans son utilisation autorisée chez les animaux de rente. Cependant, la rapidité d'action et sa brièveté (maximum deux heures) peuvent être à l'origine d'une limitation pratique à des chirurgies de relative courte durée.

### 3.5. Utilisation de la xylazine

La sédation était réalisée à l'aide de xylazine, qui possède un pouvoir analgésique pouvant être à l'origine d'une difficulté à évaluer la sensibilité cutanée. Ainsi, tous les veaux ont reçu de la tolazoline (antagoniste  $\alpha_2$ -adrénergique), qui antagonise la sédation et l'analgésie induite par la xylazine avant la réalisation de l'évaluation clinique des effets de l'anesthésie du plexus brachial.

### 3.6. Localisation des nerfs chez un veau

Une des difficultés techniques majeures restent le positionnement de l'aiguille permettant de réaliser l'infiltration nerveuse. Si l'électrostimulation permet une facilitation, il n'en reste pas moins qu'il est parfois difficile d'obtenir des contractions musculaires à l'aide de l'électrostimulateur.

La raison de cette difficulté de localisation reste inconnue. Cependant, diverses explications sont possibles : un défaut de fonctionnement du neurostimulateur (batterie faible ?), un défaut

de positionnement de l'aiguille qui peut perforer un muscle, ou se situer dans de la graisse par exemple plutôt que dans du tissu conjonctif, ou enfin des variations anatomiques individuelles...

Certaines études rapportent qu'une aiguille même au contact d'un nerf peut ne pas déclencher une réponse motrice [6 ; 28]. Dans ces études, l'électrostimulation est généralement initiée tardivement après la détection de la première paresthésie ou, les intensités de stimulation restent élevées, au-dessus de 1mA (donc moins précises).

#### **4. A propos de l'évaluation du bloc**

##### 4.1. Utilisation d'une pince hémostatique

Bien que souvent utilisée dans diverses études, l'évaluation de la sensibilité par une pince hémostatique reste imprécise et grossière pour tester la sensibilité cutanée. Néanmoins, cette méthode, largement utilisée en pratique courante, a l'avantage d'être cliniquement simple et de tester la sensibilité cutanée superficielle et profonde. L'évaluation de la douleur chez l'animal reste une réelle difficulté.

Il apparaît en outre que le seuil de douleur, la sensation douloureuse et la réaction à la douleur provoquée soient différents d'un individu à un autre et d'une région à une autre. Ainsi, nous avons pu observer que la région du boulet apparaît plus sensible que le reste du membre. De même, la région axillaire s'avère moins sensible que le reste du membre.

##### 4.2. Evaluation de la sensibilité chez les animaux

L'évaluation de la sensibilité chez l'animal est subjective. Les réactions face à un même stimulus peuvent en effet être très différentes d'un individu à l'autre : tentative de fuite, ruade, simple mouvement de tête ou d'oreille...

Ainsi, la difficulté d'évaluer la sensibilité cutanée d'un animal ayant un membre paralysé est encore plus grande. Certains animaux ne tiennent pas debout et d'autres adoptent des « positions antalgiques » et restent immobiles ou au contraire, ne cessent de bouger (animal gêné voir même paniqué par la disparition de sensation de son membre).



## 5. A propos des résultats cliniques

- Dans nos résultats, la durée du bloc sensitif apparaît plus courte que celle du bloc moteur.

D'après l'étude de Winnie chez l'Homme [33], la séquence de bloc des fibres nerveuses lors de la réalisation d'un bloc du plexus brachial est la suivante : le bloc moteur précède (est au moins simultanément) le bloc sensitif. Il se met en place de la région la plus proximale à la plus distale, du bras vers les doigts. Le retour à la normale suit une séquence inverse, de la main vers le bras, sensitif puis moteur. Ces observations faites chez l'homme apparaissent en total accord avec nos données.

Cette observation clinique est supportée par diverses données expérimentales.

D'après Winnie, lors de l'injection péri-neurale, les anesthésiques locaux pénètrent et diffusent au sein des nerfs en fonction de leur gradient de concentration, de la périphérie vers le centre. A condition que la concentration de l'anesthésique local injecté soit supérieure à la concentration minimale nécessaire au bloc nerveux, c'est l'organisation topographique des fibres qui prime sur la nature des fibres bloquées. Lorsque la concentration atteint la concentration maximale efficace au centre du nerf, l'ensemble des fibres se trouve bloqué.

Or, l'organisation topographique des troncs primaires du plexus brachial est la suivante :

En périphérie externe, les fibres sont essentiellement motrices et donnent des rameaux moteurs vers les muscles de l'épaule et du bras. Les premiers rameaux cutanés sensitifs sont émis plus distalement, les fibres correspondantes étant alors en périphérie interne à hauteur des troncs primaires.

L'innervation distale du membre est fournie par les nerfs correspondant aux faisceaux centraux des troncs primaires composant le noyau, dont l'organisation est proche de celle des faisceaux périphériques : le noyau externe comporte essentiellement des fibres motrices qui fournissent les rameaux moteurs pour les muscles mobilisateurs du carpe et des doigts (mais localisés dans l'avant-bras) alors que le noyau interne conduirait les fibres sensibles jusqu'à l'extrémité des doigts.

Il en résulte que l'analgésie et la parésie des territoires innervés par les fibres périphériques, en région proximale du membre, sont quasiment simultanées et précèdent l'analgésie et la parésie des territoires innervés par les fibres centrales, en région distale du membre.

La réversibilité du bloc résulte en partie de la vascularisation intraneurale qui maintient le gradient de diffusion de la périphérie vers le centre du nerf, la sensibilité est recouverte avant ou simultanément à la motricité.

Cette explication topographique reste modulée par l'influence d'autres facteurs [13] tels que le degré de myélinisation des fibres nerveuses et la vascularisation intraneurale responsable du transport de l'anesthésique local et de son gradient de concentration. L'étude de Winnie [33] a montré que le temps de latence entre le moment d'injection de l'anesthésique local et l'effectivité du bloc dépend aux  $\frac{3}{4}$  du temps de diffusion au travers de l'espace épineural et de la gaine périneurale, constituée par du tissu conjonctif, et pour  $\frac{1}{4}$  seulement de la diffusion intraneurale. La nécessité de cette diffusion dans le tissu périnerveux dont les fascias conjonctifs représentent la barrière la plus importante explique également que seule une petite fraction de la dose injectée parvient jusqu'au nerf [22].

La superposition de ces divers éléments influençant les blocs moteurs et sensitifs explique au moins en partie l'imparfaite reproductibilité des résultats cliniques. Cependant, il peut aussi y avoir une explication méthodologique.

En effet, pour évaluer la sensibilité, nous avons attribués deux notes contre quatre pour l'évaluation de la motricité.

En ajoutant une note du type « pas de réponse », « réponse ralentie », « réponse normale », l'évaluation aurait pu être plus sensible mais aurait introduit une plus grande hétérogénéité des résultats, rendant alors délicat l'interprétation des données sur un faible effectif.

Dans le cadre de l'hétérogénéité des résultats cliniques, nous avons pu constater que deux veaux ont présenté un bloc moteur et sensitif complet sur tout le membre alors que deux autres n'ont présenté un bloc que distalement au coude.

En médecine humaine et canine, le bloc du plexus brachial permet une anesthésie et une relaxation du membre distalement au coude [19]. L'analgésie de l'épaule peut être obtenue en bloquant les nerfs suprascapulaire, médian et axillaire. Les nerfs suprascapulaire, sous-scapulaire, axillaire et musculocutané nécessitent une localisation précise pour être efficacement bloqués. Par contre, les nerfs médian, radial et ulnaire sont suffisamment proches pour considérer que si l'un de ces nerfs est correctement localisé alors l'anesthésique local administré doit pouvoir atteindre les autres et les bloquer efficacement [17].

Ainsi, étant donné que nous recherchions soit une flexion du carpe et/ou du boulet (nerfs ulnaire et médian), soit une extension du carpe et/ou du boulet (nerf radial), il est cohérent que notre bloc n'est pas systématiquement atteint la portion proximale du membre (proximale au coude).

- De même au cours de l'essai pivot, un animal n'a présenté un bloc sensitif que partiel : la sensibilité était présente en partie distale du membre (distalement au boulet) mais pas en proximal. Une explication possible de cette observation serait que les fibres sensibles de la partie proximale du membre sont périphériques alors que les fibres sensibles de la partie distale du membre sont centrales [25]. Une anomalie de diffusion de l'anesthésique local pourrait constituer une explication. Or, divers auteurs ont pu démontrer qu'une modification notamment du pH extracellulaire module non seulement la diffusion mais aussi l'efficacité du bloc.

Dans le cas de ce veau, la quantité d'anesthésique local administré n'était sans doute pas suffisante pour atteindre les fibres sensibles de la partie distale du membre.

- Concernant l'échec du bloc réalisé sur un veau ayant reçu de la lidocaïne, aucun problème lors de la réalisation du bloc n'a été noté. Les mouvements de flexion et d'extension avaient été correctement obtenus. Aucune cause n'a pu être mise en évidence.

Les explications possibles à cet échec sont : des variations anatomiques, une erreur de manipulation avec échange de solution, un mauvais positionnement de l'aiguille lors de l'injection, une résistance individuelle à la lidocaïne comme cela a déjà été rapporté chez l'Homme [27].

- Dans une étude clinique humaine où seuls les nerfs radial et médian étaient localisés, le taux de bloc complet s'élevait à seulement 76% [26]. Dans notre étude, le bloc est obtenu chez 60% (3/5) des animaux.

Il apparaît ainsi que cette première étude visant à mettre au point une nouvelle technique d'anesthésie locale chez le veau présente des résultats encourageants. Cependant, diverses améliorations techniques et pratiques peuvent être envisagées afin d'optimiser les résultats cliniques obtenus.

Pour tenter d'améliorer la technique, on pourrait

- varier le volume et/ou la concentration de l'anesthésique
- changer le site d'insertion de l'aiguille
- injecter en éventail pour augmenter la distribution de l'anesthésique local
- essayer une autre technique de localisation comme l'échographie qui permet de localiser facilement l'artère et la veine axillaires ainsi que les nerfs chez le veau.

## **8. Conclusions sur les résultats**

L'amélioration de cette première description de la technique d'anesthésie locale du plexus brachial chez le veau constitue un élément majeur. En effet, à la différence de ce qui est réalisé en pratique canine, où les techniques d'anesthésie locale viennent en complément de l'anesthésie générale pour améliorer la myorésolution et l'analgésie, les techniques d'anesthésie locale chez le veau sont envisagées pour éviter la réalisation d'une anesthésie générale. Le bloc complet est alors nécessaire.

Ainsi, sur les cinq veaux ayant reçu de la lidocaïne, trois auraient pu subir des interventions chirurgicales distalement au coude. Parmi ces trois, deux auraient pu également subir une chirurgie du bras (réduction de fracture de l'humérus par exemple...).

Par ailleurs, le délai d'action court et la durée d'action sont compatibles avec les chirurgies couramment réalisées sur le membre thoracique des veaux.

Pour les deux autres, une reprise de l'anesthésie (seconde injection) aurait peut-être permis d'obtenir un bloc complet particulièrement pour celui qui a montré un bloc incomplet du membre thoracique (bloc moteur complet distalement au coude mais bloc sensitif seulement proximal au boulet). Celui-ci aurait pu subir une intervention uniquement au niveau du carpe (bloc sensitif et moteur).

Les résultats de cette étude nous montrent qu'il est possible d'envisager une technique d'anesthésie locale pour les chirurgies du membre antérieur chez les veaux afin d'éviter la réalisation d'une anesthésie générale pouvant aboutir, plus particulièrement en conditions de terrain, à la mort de l'animal.

## Conclusion

Cette étude est la première description d'une technique d'anesthésie du plexus brachial chez le veau. La technique est encore à améliorer, elle devrait permettre à terme de réaliser des chirurgies sur le membre thoracique des bovins sans avoir recours à une anesthésie générale. Le but ultime serait de pouvoir réaliser un bloc du plexus brachial facilement en exploitation.

L'acquisition d'un électrostimulateur n'est pas forcément rentable pour un cabinet rural mais de nombreux vétérinaires ruraux possèdent un échographe avec une sonde linéaire 7,5 MHz qui devrait pouvoir permettre de localiser le plexus brachial chez le veau. Dans le cas où l'échographie n'est pas disponible, une technique « à l'aveugle » pourrait également être évaluée en se basant sur les résultats de notre étude.

Dans le cadre plus large de la prise en charge de la douleur chez les animaux de rente, le recours aux techniques d'anesthésie locale apparaît comme un des rares moyens permettant de réaliser une chirurgie dans un contexte éthique satisfaisant vis-à-vis de la problématique « douleur animale » et des conditions d'élevage.

Outre la validation des améliorations techniques à cette technique, il conviendra à terme de valider l'ensemble de la procédure d'anesthésie du plexus brachial dans le cadre d'une étude clinique associant, en conditions de terrain, une intervention chirurgicale et un bloc du plexus brachial.



## BIBLIOGRAPHIE

- 1- BARANOWSKI AP and PITHER CE. A comparison of three methods of axillary brachial plexus anaesthesia. *Anaesthesia* 1990;**45**:362-365.
- 2- BHOJANI S.A, PARSANIA R.R, VYAS K.N. and MANNARI M.N. A new approach for the brachial plexus block in cattle and buffalo. *Indian Vet J* 1981;**58**:777-779.
- 3- BROWN, A.R. Anesthesia for procedures of the hand and elbow. Best Practice and Research. *Clin Anaesthesiol* 2002;**16**, 227-246.
- 4- CHAN V., PERLAS A., McCARTNEY C.J.L., BRULL R.,XU D., ABBAS S. Ultrasound guidance improves success rate of axillary brachial plexus block. *Can J Anesth* 2007;**54**:176-182.
- 5- CHELLY J.E., BEN-DAVID B., WILLIAMS B.A., et al. Anesthesia and postoperative analgesia : outcomes following orthopedic surgery. *Orthopedics* 2003;**26**:865-71.
- 6- CHOYCE A., CHAN V.W, MIDDLETON W.J., et al. What is the relationship between paresthesia and nerve stimulation for axillary brachial plexus block? *Reg Anesth Pain Med* 2001;**26**:100-104.
- 7- DAUVERT C. Bloc des nerfs du plexus brachial assistée par électrostimulation chez le chien : étude anatomique et voies d'abord. Th. :Med.vet : Nantes : 2006-69-69p.
- 8- DE TRAN Q.H., CLEMENTE A., DOAN J., et al. Brachial plexus block : a review of approaches and techniques. *Can J Anesth* 2007;**54**:8;662-674.
- 9- DUKE T., CULLEN C.L. and FOWLER J.D. Anesthesia case of the month. Analgesia for fractures until surgery can take place. *J Am Vet Med Assoc* 1998;**212**:649-50.
- 10- ESTEBE JP., LE CORRE P., CHEVANNE F., et al. Motor blockade by brachial plexus block in the sheep. *Anesthesiology* 2000; **93**:292-4.

- 11- FELDMAN H.S., ARTHUR G.R. and COVINO B.G. Comparative systemic toxicity of convulsant and supraconvulsant doses of intravenous ropivacaine, bupivacaine , and lidocaine in the conscious dog. *Anesth Anal* 1989;**69**:794-801
- 12- FUTEMA F., FANTONI D.T., et al. A new brachial plexus block technique in dogs. *Vet Anesth Analg* 2002; **29**:133-139
- 13- GISSEN A.J., COVINO B.G.and GREGUS J. Differential sensitivities of mammalian nerve fibers to local anesthetic agent. *Anesthesiology* 1980;**53**:467-474.
- 14- HOGAN Q., DOTSON R., ERICKSON S., et al. Local anesthetic myotoxicity : a case and a review. *Anesthesiology* 1994;**80**:942-7.
- 15- LEMKE K.A. and DAWSON S.D. Local and regional anesthesia. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2000;**30**:839-857.
- 16- LUMB& JONES. *Veterinary Anesthesia*. 3<sup>rd</sup> Edition.Williams and Wilkins.
- 17- MAHLER S.P & ADOGWA A.O. Anatomical and experimental studies of brachial plexus, sciatic, and femoral nerve-location using peripheral nerve stimulation in the dog. *Vet Anesth Anal* 2008;**35**:80-89.
- 18- MOENS N.M..and CAULKETT N.A. The use of a catheter to provide brachial plexus block in dogs. *Can Vet J* 2000; **41**:685-689.
- 19- MUIR WW III, HUBBELL JAE, SKARDA RT et al. (2000). *Handbook of veterinary anesthesia*. 3rd edition. Mosby. St Louis, MO, USA.
- 20- MURAWSKI J.D. and GONZALEZ K.R. Peripheral nerve blocks for postoperative analgesia. *Aorn J* 2002;**75**:136-147;quiz 48-54.
- 21- NUTT P. Brachial Plexus analgesia in dog. *Vet Rec* 1962;**74**:874-76.
- 22- POPITZ-BERGEZ F.A., LEESON S., STRICHARTZ G.R., et al. Relation between functional and intraneural local anesthetic during peripheral nerve block. A study in the rat sciatic nerve. *Anesthesiology* 1995;**83**:583-92.



- 23- QUANDT J and RAWLINGS C. Reducing postoperative pain for dogs : local anesthetic and analgesic techniques. *Comp Contin Educ Pract Vet* 1996;**18**:101-11.
- 24- RUCCI F.S., BOCCACCINI A., DONI L., et al. Effect of injection speed on anaesthetic spread during axillary block using the orthogonal two-needle technique. *Eur J Anaesthesiol* 1995;**12**:505-511.
- 25- SAVARESE J.J., COVINO B.G. Basic and clinical pharmacology of local anesthetic drugs. In : Miller RD. *Anesthesia*. 2<sup>nd</sup> Edition. New York : Churchill Livingstone, 1986 : 985-1013.
- 26- SIA S., BARTOLI M., LEPRI A., et al. Multiple-injection axillary brachial plexus block : a comparison of two methods of nerve localization. Nerve stimulation versus paresthesia. *Anesth Anal* 2000;**91**, 647-651.
- 27- TRECOT A.M. Local anesthetic “resistance”. *Pain Physician* 2003;**6**:291-293.
- 28- URMEY W.F. and STANTON J. Inability to consistently elicit a motor response following paresthesia during interscalene block administration. *Anesthesiology* 2002; 552-54.
- 29- VERWAERDE P., ESTRADÉ C. Vade-Mecum d’anesthésie des carnivores domestiques. Edition Med’Com
- 30- WENGER S. Brachial plexus block using electrolocation for pancarpal arthrodesis in a dog. *Vet Anaesth Anal* 2004;**31**:272-275.
- 31- WENGER S., MOENS Y., JÄGGIN N. and SCHATZMANN U. Evaluation of the analgesic effect of lidocaine and bupivacaine used to provide a brachial plexus block for forelimb surgery in 10 dogs. *Vet Rec* 2005;**156**:639-642.
- 32- WILLIAMS S.R., CHOUINARD P., ARCAND G., et al. Ultrasound guidance speeds execution and improves the quality of supraclavicular block. *Anesth Anal* 2003; **97**:1518-23.
- 33- WINNIE A.P., TRAY C.H., PATEL K.P., et al. Pharmacokinetics of local anesthetics during plexus blocks. *Anesth Anal* 1977;**56**:852-61.

34- ZINK W., SEIF C., BOHL J.R., et al. The acute myotoxic effects of bupivacaine and ropivacaine after continuous peripheral nerve blockades. *Anesth Anal* 2003;**97**:1173-9.

**Annexe 1** (4 pages)  
**Fiche évaluation veau pour projet « bloc du plexus brachial ».**

Identification du veau :

**Poids =**

Dose de xylazine (0.15mg/kg) utilisée :

Dose de tolazoline (1,5 mg/kg) utilisée :

Membre concerné par l'injection : G - D

Produit utilisé :

Volume injecté :

Durée pour la réalisation du bloc :

Membre concerné par l'injection.	Avant tranquillisation	Heure injection	H+5'	+10	+15	+20	+25	+30	+45	+60	+75	+90	+105	+120
Station debout 0, 1, 2, 3.*														
Pincement aires cutanées des nerfs : 0,1.*														
Axillaire <i>1</i>														
Radial <i>2</i>														
Ulnaire <i>3</i>														
Ulnaire <i>4</i>														
Radial <i>5</i>														
Médian <i>6</i>														
Musculocutané + radial <i>7</i>														

\*Notation station debout : 0=appui sur le membre, 1=mouvements incontrôlés avec appui, 2=non appui avec mouvements volontaires, 3=paralysie.

\*Notation pincement dermatome : 0=absence de réaction, 1= réaction.

Identification du veau :

Membre concerné par l'injection.	+135	+150	+165	+180	+195						
Station debout 0, 1, 2, 3.*											
Pincement aires cutanées des nerfs : 0,1.*											
Axillaire <i>1</i>											
Radial <i>2</i>											
Ulnaire <i>3</i>											
Ulnaire <i>4</i>											
Radial <i>5</i>											
Médian <i>6</i>											
Musculocutané + radial <i>7</i>											

\*Notation station debout : 0=appui sur le membre, 1=mouvements incontrôlés avec appui, 2=non appui avec mouvements volontaires, 3=paralysie.

\*Notation pincement dermatome : 0=absence de réaction, 1= réaction.

Identification du veau :

Membre témoin	Avant tranquillisation	Heure injection	H+5'	+10	+15	+20	+25	+30	+45	+60	+75	+90	+105	+120
Station debout 0, 1, 2, 3.*														
Pincement aires cutanées des nerfs : 0,1.*														
Axillaire <i>1</i>														
Radial <i>2</i>														
Ulnaire <i>3</i>														
Ulnaire <i>4</i>														
Radial <i>5</i>														
Médian <i>6</i>														
Musculocutané + radial <i>7</i>														

\*Notation station debout : 0=appui sur le membre, 1=mouvements incontrôlés avec appui, 2=non appui avec mouvements volontaires, 3=paralysie.

\*Notation pincement dermatome : 0=absence de réaction, 1= réaction.

Identification du veau :

Membre témoin.	+135	+150	+165	+180	+195						
Station debout 0, 1, 2, 3.*											
Pincement aires cutanées des nerfs : 0,1.*											
Axillaire <i>1</i>											
Radial <i>2</i>											
Ulnaire <i>3</i>											
Ulnaire <i>4</i>											
Radial <i>5</i>											
Médian <i>6</i>											
Musculocutané + radial <i>7</i>											

\*Notation station debout : 0=appui sur le membre, 1=mouvements incontrôlés avec appui, 2=non appui avec mouvements volontaires, 3=paralysie.

\*Notation pincement dermatome : 0=absence de réaction, 1= réaction.

## Légendes de l'annexe 2

Notation posture : 0=appui sur le membre, 1= mouvements incontrôlés avec appui, 2= non appui avec mouvements possibles, 3= paralysie complète

Notation sensibilité aire cutanée : 0=absence de réaction, 1=réaction.

sc = sensibilité cutanée

mc = musculocutané

ND non déterminée

Cases grisées : veau ayant reçu de la lidocaïne

Délai pour 2 : délai pour obtenir une note au moins égale à 2 pour la notation de la posture

Délai pour 0 : délai pour obtenir une note 0 pour la sensibilité

Durée 2+ : durée pendant laquelle la note de posture est supérieure ou égale à 2

Durée 0 : durée pendant laquelle la sensibilité est notée 0

} les délais et durée sont exprimés  
en minutes

**Annexe 2 : résultats des membres injectés pour les 10 veaux (4 pages)**

veau/ temps(min)	5	10	15	20	25	30	45	60	75	90
1 posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	0	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc musculocut+radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
2 posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	1	0	0	0	1	1	1	1	ND	ND
sc musculocut + radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
3 posture	3	3	3	3	3	3	3	3	3	2
sc radial	0	1	1	0	1	1	1	1	1	1
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
sc médian	0	0	1	1	0	0	0	0	0	0
sc axillaire	0	1	1	1	1	1	1	1	1	1
sc mc+radial	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
4 posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc mc + radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
5 posture	2	2	3	2	2	2	2	1	1	0
sc radial	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1
sc ulnaire	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1
sc médian	1	0	0	0	0	1	1	1	1	1
sc axillaire	1	0	0	0	0	1	0	1	1	1
sc mc+radial	1	0	0	0	1	1	1	1	1	1



Veau/Temps	75	90	105	120	135	150	délai pour 2	délai pour 0	durée 2+	durée 0
1 posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc musculocut+radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
2 posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc musculocut + radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
3 posture	3	2	2	1	1	0	5		100	
sc radial	1	1	1	1	1	1				
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1				
sc médian	0	0	1	1	1	1		25		65
sc axillaire	1	1	1	1	1	1				
sc mc+radial	0	0	0	0	1	1		5		115
4 posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc mc + radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
5 posture	1	0	ND	ND	ND	ND	5		40	
sc radial	1	1	ND	ND	ND	ND		10		15
sc ulnaire	1	1	ND	ND	ND	ND		10		15
sc médian	1	1	ND	ND	ND	ND		10		15
sc axillaire	1	1	ND	ND	ND	ND		10		15
sc mc+radial	1	1	ND	ND	ND	ND		10		10

veau/ temps	5	10	15	20	25	30	45	60	75	90
6 Posture	1	3	3	3	3	3	3	3	3	3
sc radial	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
sc ulnaire	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
sc médian	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
sc axillaire	1	1	0	0	0	0	0	0	0	0
sc mc+radial	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0
7 Posture	3	3	3	3	3	3	3	2	1	0
sc radial	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
sc ulnaire	0	0	0	0	0	0	0	1	1	1
sc médian	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
sc axillaire	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
sc ms+radial	0	0	0	0	0	0	0	0	1	1
8 posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	0	0	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	0	0	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ms+radial	0	0	1	1	1	1	1	1	ND	ND
9 Posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc mc+radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
10 posture	0	0	0	0	0	0	0	0	ND	ND
sc radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc ulnaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc médian	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc axillaire	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND
sc mc+radial	1	1	1	1	1	1	1	1	ND	ND

Veau/Temp	75	90	105	120	135	150	délai pour 2	délai pour 0	durée 2+	durée 0
6 Posture	3	3	1	1	0	0	10		80	
sc radial	0	0	1	1	1	1		10		80
sc ulnaire	0	0	1	1	1	1		10		80
sc médian	0	0	0	1	1	1		5		100
sc axillaire	0	0	0	0	1	1		15		110
sc mc+radial	0	0	0	0	1	1		10		105
7 Posture	1	0	ND	ND	ND	ND	5		55	
sc radial	1	1	ND	ND	ND	ND		5		55
sc ulnaire	1	1	ND	ND	ND	ND		5		40
sc médian	1	1	ND	ND	ND	ND		5		55
sc axillaire	1	1	ND	ND	ND	ND		5		55
sc ms+radial	1	1	ND	ND	ND	ND		5		55
8 posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ms+radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
9 Posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc mc+radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
10 posture	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc ulnaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc médian	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc axillaire	ND	ND	ND	ND	ND	ND				
sc mc+radial	ND	ND	ND	ND	ND	ND				