



Institut des Sciences
Vétérinaires- Blida

Université Saad
Dahlab-Blida 1-



Projet de fin d'études en vue de l'obtention du

Diplôme de Docteur Vétérinaire

Thème :

L'influence de l'anesthésie générale sur la température rectale, la fréquence cardiaque et la fréquence respiratoire chez le chien et le chat durant l'intervention chirurgicale

Par : **Mlle ROBAI Khadidja**

Soutenu le 28/11/2016

Devant le jury :

Président(e) :	YAHIMI Abdelkrim	MCB	ISV Blida
Examineur :	BELALA Reda	MCB	ISV Blida
Promoteur :	ADEL Djalal	MAA	ISV Blida

ANNÉE UNIVERSITAIRE : 2015 /2016

Remerciements

Avant tout, je remercie **DIEU** le tout puissant de m'avoir accordé la force et le courage pour réaliser ce modeste travail, atteindre mon but et réaliser ainsi un rêve.

Ces recherches ont été réalisées sous la direction de Monsieur le Docteur ADEL Djalal Je tiens à vous exprimer toute ma gratitude pour avoir encadré ce travail pendant cette année.

Je tiens à remercier Monsieur Dr. Yahimi Abdelkrim et Dr. BELALA Reda pour le grand honneur qu'ils me font en acceptant de faire partie de mon jury de thèse.

Un immense merci à Dr SELLALI Sabrina pour sa patience, sa gentillesse, sa disponibilité.

A tous ceux qui de près ou de loin ont contribué à la réalisation et au bon déroulement de cette thèse.

Dédicaces

♥ *A mon papa qui m'a aidée à être ce que je suis.*

♥ *A la meilleure maman du monde : ma très chère mère.*

♥ *A toute ma famille ROBAI, Cherifa, Amina, Hamza, Djedi, Nanna, Ikram, Nafou.*

♥ *A HADJ ALI Mhamed pour son soutien.*

♥ *A SALMI Mahdi Abdennour qui m'a aidé pour faire ce travail.*

♥ *A BEN BOUZIDE Nada, SAKHRI Amel, KACED Wahiba, MENNAH Meriem, OULED BRAHIM Nihad, LATRECH Souhila, MOKHTARI Wafa.*

♥ *A toutes mes amies et à toute la promotion vétérinaire 2016.*

♥ *A Dr MAKHTOUB Linda, BENSBAA Lamia, EL HADJ, Chabouni Sabrina, Asma, ainsi que toute la famille d'EL FAYET CLUB.*

Je dédie ce modeste travail

KHADIDJA

Résumé

Le risque majeur de l'anesthésie est l'apnée qui précède la syncope pour prévenir ces accidents, ont procédé préalablement à l'anesthésie, à une préparation et à un examen clinique de l'animal, à un pré anesthésie et à une surveillance de l'animal durant l'anesthésie.

Notre étude consiste en la surveillance des paramètres physiologiques : Fréquence cardiaque et fréquence respiratoire et la température rectal ; dont l'intérêt est de réaliser une étude qui a pour objectif principale, déterminer l'influence de l'anesthésie générale sur ces paramètres durant l'intervention chirurgicale. Elle est réalisée sur 25 animaux dont 12 chiens et 13 chats.

Au cours de l'anesthésie, il est important de surveiller les fréquences cardiaques et respiratoires de l'animal. Une augmentation de ces fréquences signifie généralement un phénomène douloureux, ou tout simplement le réveil de l'animal. Il faut alors approfondir l'anesthésie. Car l'anesthésie agit de façon directe sur le système cardiovasculaire et entraîne la diminution de la fréquence cardiaque et respiratoire.

L'anesthésie générale provoque une diminution continue de la température rectale durant toute l'intervention chirurgicale chez tous les animaux étudiés. Elle provoque une hypothermie plus intense chez les chats que chez les chiens.

La surveillance des paramètres cardio-respiratoires lors de l'anesthésie s'avère difficile, car le métabolisme est très lent est les bruits cardiaques et les mouvements respiratoires sont souvent difficile à entendre ou à voir. Généralement il est conseillé de recourir à une surveillance instrumentale. De plus, les plus petites espèces, l'auscultation est impossible.

Mots clés : influence – anesthésie générale – température rectale – fréquence cardiaque – fréquence respiratoire – surveillance – réveil.

Abstract

The main risk of the anesthesia is the apnea which precedes the syncope to prevent these accidents, one proceeds prior to the anesthesia, with a preparation and a surgical examination of the animal, a preanesthesia and a monitoring of the animal during the anesthesia.

Our study consists of the monitoring of physiological parameters: heart rate, respiratory frequency, rectal temperature; whose interest is to carry out a study which aims at main aim, determined the influence of the general anaesthesia on these parameters during the surgical operation. It is carried out on 25 animals including 12 dogs and 13 cats.

During the anesthesia, it is important to supervise the heart rates and respiratory animal. An increase in these frequencies generally means painful phenomenon, whoever the animal will be wake, it the anesthesia is decrease. In this case the anesthesia should be increase. Because the anesthesia acts in a direct way on the cardiovascular system and involves the reduction in the heart rate and respiratory.

The general anesthesia causes a continuous reduction in the rectal temperature during all surgical operation at all studied animals. It causes an intense hypothermia in the cats that in the dogs.

The monitoring of the cardiovascular parameters at the time of the anesthesia proves to be difficult, because the metabolism is very slow and the cardiac noises and respiratory movements are often difficult to hear or see. Generally, it is advised to resort to an instrumental monitoring. Moreover, the smallest species, the sounding is impossible.

Key words : influence - general anaesthesia - heart rate- respiratory frequency - rectal temperature - monitoring -dogs- cats

المخلص

الخطر الرئيسي للتخدير هو البهر الذي يتقدم الإغماء و لتفادي مثل هذه الأخطار وجب تحضير الحيوان وفحصه سريريا قبل التخدير، مع مراقبته أثناء التخدير.

دراستنا تتألف من مراقبة القياسات الحيوية، التواتر القلبي، التردد التنفسي، درجة حرارة الجسم، وعليه فإن هذه الدراسة هدفها الرئيسي تحديد تأثير التخدير العام على تلك القياسات الحيوية أثناء العملية الجراحية. وقد شملت الدراسة 25 حيوان منه 12كلبا و13 قطا.

حيث أنه أثناء التخدير من المهم مراقبة التواتر القلبي والتردد التنفسي للحيوان، بحيث أن الزيادة في هذه التواترت يدلّ عموما على ظاهرة مؤلمة، أو ببساطة استفاقة الحيوان من التخدير. وفي هذه الحالة يجب زيادة التخدير، إذ أنّ المخدّر يؤثّر بشكل مباشر على الجهاز التنفسي والدموي، مما يؤدي حتما إلى النقص في التواترات القلبية والتنفسية لدى الحيوان.

إن التخدير يتسبّب في انخفاض مستمرّ في درجة حرارة الجسم أثناء العملية الجراحية لدى الحيوانات المدروسة. إضافة إلى أنّ التخدير يعمل على خفض شديد في الحرارة عند القطط مقارنة بالكلاب. إنّ مراقبة الإعدادات القلبية والتنفسية أثناء التخدير يكون صعب للغاية، لأنّ عملية الأيض تكون بطيئة جدا كما أن الدقات القلبية وكذا الحركات التنفسية يصعب غالبا سماعها أو رؤيتها. عموما، ينصح دائما التوجّه نحو المراقبة الآلية، فضلا عن ذلك فإن تحديد القياسات الحيوية بواسطة السماعات الطبية عند الفصائل الصغيرة يكون مستحيلا.

الكلمات المفتاحية : تأثير- التخدير العام – الكلاب – القطط - حرارة الجسم - التواتر القلبي – التردد التنفسي - مراقبة .

Sommaire

Liste des tableaux	I
Liste des figures.....	II
Liste des photos.....	III
Liste des abréviations.....	IV
Introduction.....	03

Étude bibliographique

Chapitre 1 : l'anesthésie générale

1. Définition de l'anesthésie générale	05
2. Objectif de l'anesthésie générale	05
3. Les indications de l'anesthésie en pratique vétérinaire	05
4. Propriétés des anesthésiques généraux	06
5. Les agents anesthésiques	07
5.1. Sédatifs	07
5.1.1. Neuroleptiques	07
5.1.2. Tranquillisants	08
5.1.3. Agonistes des récepteurs Alpha-2 adrénergique (α -2 agonistes)	09
5.2. Anesthésiques	10
5.2.1. Hypnotiques injectables	10
5.2.2. Anesthésiques dissociatifs.....	11
5.2.3. Hypnotiques inhalés	12
5.3. Analgésiques	12
5.3.1. Opiacés et opioïdes	13
5.3.2. Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)	15
5.3.3. Autres analgésiques	16
6. Gestion des phases de l'anesthésie générale	17
6.1. La préparation et l'examen de l'animal	17
6.2. La prémédication	18
6.3. L'induction	18
6.4. Le maintien	19
6.4.1. L'anesthésie volatile	19
6.4.2. L'anesthésie injectable	19
6.4.2.1. Anesthésie par voie intramusculaire	19
6.4.2.2. Anesthésie par voie intraveineuse	20
6.5. Le réveil	21
7. Quelques protocoles de l'anesthésie générale	21

Chapitre 2 : Physiopathologie d'un animal : Avant, pendant et après l'intervention chirurgicale

1. Facteurs de risque pendant l'anesthésie générale.....	22
1.1. L'espèce et la race.....	22

1.2. L'âge du patient.....	22
1.3. La taille du patient.....	23
1.4. L'obésité.....	23
1.5. Le statut physiologique ou risque ASA.....	23
1.6. Les affections associées.....	23
1.7. La durée de l'intervention.....	24
1.8. Les anesthésies en urgence.....	24
2. Physiologie et effets de la douleur.....	24
3. Effet de l'anesthésie sur :.....	25
3.1. La température.....	25
3.2. Les paramètres respiratoires et cardiovasculaires.....	26
4. Complications possibles et actions à prendre.....	27

Partie expérimentale

Introduction.....	28
1. Objectif de l'étude.....	28
2. Matériels et méthode.....	29
2.1. Population étudiée.....	29
2.2. Matériel d'anesthésie.....	29
2.3. Matériel médicale.....	30
3. Méthode.....	31
3.1. Admission.....	31
3.2. Déroulement de l'étude.....	34
3.3. Les protocoles anesthésiques utilisés.....	34
3.4. Paramètres étudiés.....	34
4. Résultats.....	36
5. Discussion.....	39
Conclusion.....	42
Recommandations.....	43
Références bibliographiques.....	44

Annexes

Liste des tableaux

	Titre des Tableaux	Page
Tableau 1 :	Les stades de l'anesthésie et leurs caractéristiques.....	7
Tableau 2 :	Posologie des sédatifs, des neuroleptanalgésiques et des tranquillisants lors de prémédication anesthésique.....	8
Tableau 3 :	Effets physiologiques des anesthésiques injectables et antagonisation éventuelle de ces derniers.....	8
Tableau 4 :	Affinités des opioïdes pour les différents récepteurs.....	13
Tableau 5 :	Type d'opiacés et sélectivité face aux différents récepteurs.....	14
Tableau 6 :	Posologie des opiacés les plus utilisés.....	15
Tableau 7 :	Posologie des anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) les plus employés chez le chien.....	16
Tableau 8 :	Posologies recommandées des associations MLK et FLK.....	17
Tableau 9 :	Classification ASA.....	24
Tableau 10 :	La répartition des animaux selon l'indiction chirurgicale.....	32

Liste des figures

	Titre des figures	Page
Figure 1 :	Objectifs de l'anesthésie	5
Figure 2 :	Présentation des différentes phases de l'anesthésie générale et le niveau de risque associé à chaque étape.....	19
Figure 3 :	Évolution de la concentration plasmatique lors d'injections répétées (données pour un agent anesthésique imaginaire).....	20
Figure 4 :	Les complications d'anesthésie le plus souvent rencontrés.....	27
Figure 5 :	Les animaux inclus dans l'étude.....	29
Figure 6 :	La répartition des animaux selon le lieu de l'étude.....	31
Figure 7 :	Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 1	36
Figure 8 :	Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 2	37
Figure 9 :	Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 3	38
Figure 10 :	Les moyennes de la Fréquence cardiaque (Btms/min) pour les trois groupes.....	39
Figure 11 :	Les moyennes de la Fréquence respiratoire (mvts/min) pour les trois groupes.....	40
Figure 12 :	Les moyennes de la température rectale (°C) pour les trois groupes.	41

Liste des Photos

	Titre des photos	Page
Photo 1 :	Echantillons des matériels et produits utilisés dans l'étude.....	30
Photo 2 :	La contention manuelle.....	33
Photo 3 :	utilisation de la cage de contention.....	33
Photo 4 :	Fixation de l'animal en position dorsale sur la table opératoire à l'aide des cordes de fixation.....	33
Photo 5 :	Réchauffement artificiel d'une chatte à l'aide d'une couverture.....	35
Photo 6 :	Réchauffement artificiel d'une chatte à l'aide d'un chauffage.....	35

Liste des Abréviations

SNC : système nerveux central

IV : intra veineuse

IM : intra musculaire

SC : sous cutanée

IRM : imagerie par résonance magnétique

Ach : l'acétylcholine

GABA : l'acide gamma amino butyrique

SRDA : système réticulé descendant activateur

SRDI : système réticulé descendant inhibiteur

ASA : American Society of Anesthesiologists

AINS : Anti-inflammatoires non stéroïdiens

COX : cyclo-oxygénases

NMDA : N-méthyl-D-aspartate

Hypov : Hypoventilation

Dysp : Dyspnée

Ap : Apnée

Ary : Arythmie

Tachyc : Tachycardie

Bradyc : Bradycardie

Hypot : Hypotension

FR : fréquence respiratoire

FC : Fréquence cardiaque

TR : Température rectale

Mvts : mouvements

Bts : Battements

Hypert : Hypertension

R.an : Réveil pendant l'anesthésie

R.pro : Réveil prolongé

Introduction

Introduction

L'anesthésie est un processus réversible conduisant à une perte de sensibilité dans tout le corps ou une partie, lorsque cette dernière s'accompagne d'une perte de conscience et d'une myorelaxation, le terme d'anesthésie générale est employé.

En médecine vétérinaire, son apport est fondamental car outre la possibilité d'effectuer un geste chirurgical, elle est indispensable pour la réalisation de gestes sémiologiques ou de diagnostics nécessitant une immobilité parfaite de l'animal, mais aussi pour l'approche d'animaux sauvages ou agressifs, le terme de contention chimique est employé. Ainsi, immobilisation, myorelaxation et inconscience sont les pierres angulaires de l'anesthésie générale autour d'un pivot central : l'absence de nociception. L'obtention de cet état permet de réduire la réponse endocrinienne et autonome de l'animal anesthésié au stress induit par l'acte chirurgical et donc, de maintenir au mieux ses fonctions vitales.

Les vétérinaires sont toujours à la recherche de produits anesthésiques fiables, facilement utilisables et si possible à un coût réduit. L'anesthésie vétérinaire s'intéresse à l'animal et donc à plusieurs espèces ne présentant pas toutes les mêmes facilités, ni la même réponse aux agents anesthésiques.

La surveillance de l'anesthésie est un acte indispensable pour évaluer la profondeur de l'anesthésie et de ses conséquences sur des fonctions vitales (cardiovasculaires, respiratoires et métaboliques). Surveillance de l'anesthésie a pour but de détecter toute anomalie le plus tôt possible et de le corriger. Supervision de l'anesthésie a deux composantes : clinique et instrumentale. Supervision de l'anesthésie doit être réalisée à tous les stades de l'anesthésie générale. Il commence immédiatement après la prémédication et se termine après le réveil de l'anesthésie complète. Pendant l'anesthésie et l'éveil, la supervision se fait tous les 2-10 minutes, selon l'état du patient. Il est recommandé d'établir un rapport d'anesthésie qui vise à suivre l'évolution des fonctions vitales, la profondeur de l'anesthésie et de détecter toute dérive pendant l'anesthésie.

Ces différents aspects ont suscité l'intérêt de réaliser une étude qui a pour objectif principal, déterminer l'influence de l'anesthésie générale, chez le chien et le chat, sur les paramètres physiologiques (FC, FR et la température centrale) durant l'intervention chirurgicale.

Notre travail s'articule autour de deux axes, une partie bibliographique qui synthétise des notions relatives à l'anesthésie générale, au gestion des phases de l'anesthésie générale, aux

facteurs de risque pendant l'anesthésie générale, à la physiologie et effets de la douleur, à l'influence de l'anesthésie sur les paramètres physiologiques (fréquence cardiaque, fréquence respiratoire et la température rectale, et aux complications anesthésiques.

Une deuxième partie expérimentale dans laquelle les étapes de l'expérimentation seront discutées dont le matériel utilisé et les méthodes choisies, les résultats trouvés et sa discussion et à la fin une petite conclusion.

Partie

Bibliographique

Chapitre I : L'anesthésie générale

1. Définition de l'anesthésie

Le terme d'anesthésie provient du grec *anaesthesia* qui signifie « insensibilité » et qui décrit la perte de sensation de tout ou partie du corps. L'anesthésie est provoquée par l'administration de molécules agissant sur le tissu nerveux à l'échelle d'un membre, d'une région du corps ou bien au niveau du système nerveux central (SNC). (Thurmon, J. C. et Short, C. E., 2007).

2. Objectifs de l'anesthésie générale

Ce que l'on veut atteindre lors d'une anesthésie générale est de déprimer le système nerveux central, afin d'obtenir une perte de conscience de l'animal. Cette dépression est RÉVERSIBLE et CONTRÔLÉE. Lors de chirurgie, le plan anesthésique se doit d'être plus profond pour fournir :

- l'**analgésie** ou absence de douleur,
- la **narco**se ou l'inconscience,
- la **myorésolution** ou relâchement musculaire,
- la **protection du système neuro-végétatif** ou la protection contre les réactions à l'agression. Elle largement dépendante de la dose et du type d'anesthésie. (Louville, Y., 1994).

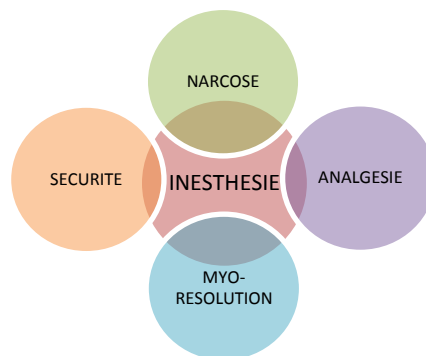


Figure 1 : Objectifs de l'anesthésie (4avet : Association Vétérinaire pour l'Anesthésie et l'Analgésie Animale).

Donc on cherche à avoir une contention chimique et une inconscience de l'animal vis-à-vis des manipulations et de la douleur. (Anne, M, C. et Daphnée, V.)

3. Les indications de l'anesthésie en pratique vétérinaire

- **La réalisation d'actes chirurgicaux** : c'est l'indication principale de l'anesthésie en médecine vétérinaire, notamment grâce aux effets analgésique et myorelaxant

de certaines molécules. (FARGES, C., 2012).

- **La contention chimique** des animaux agressifs. La kétamine est le plus souvent utilisée pour obtenir une contention chimique sécuritaire pour l'animal et le manipulateur. Elle nous permet entre autres de poser un cathéter IV plus facilement. (FARGES, C., 2012).
- **Le transport** des animaux.
- **La réalisation de certaines procédures de diagnostic** : l'anesthésie est particulièrement importante pour les différents examens d'imagerie qui sont maintenant réalisés en médecine vétérinaire (radiographie, endoscopie). En particulier, lors d'un examen d'imagerie par résonance magnétique (IRM) ou lors d'un scanner. (FARGES, C., 2012).
- **La capture des animaux sauvages.**
- **L'euthanasie** : l'anesthésie fait partie de la méthode idéale d'euthanasie, puisqu'une mort dans des conditions acceptables à la fois pour l'animal et pour son propriétaire ne doit générer ni anxiété ni douleur chez l'animal ; la perte de conscience avant de provoquer la mort est donc indispensable. (Lamarre, J., 2011).

4. Propriétés des anesthésiques généraux

Les anesthésiques généraux sont des substances dont l'affinité pour le système nerveux est liée à une forte liposolubilité. Ils diminuent l'excitabilité des neurones cérébraux, bloquent la transmission des influx nerveux dans l'encéphale, soit en agissant sur la libération des neuromédiateurs, soit en bloquant leur recaptage, soit en se fixant compétitivement sur les récepteurs. Parmi les neuromédiateurs, dont la physiologie est ainsi affectée, on peut citer l'acétylcholine (Ach), la noradrénaline, la dopamine, la sérotonine (5-HT), l'acide gamma amino butyrique (GABA) et les acides aminés. **Les sites d'action majeurs** des anesthésiques (ANNEXE I) sont les centres corticaux (néocortex et corps striés) et la formation réticulée. L'action des anesthésiques généraux sur ces sites s'étalent dans le temps : en premier ils agissent sur les centres corticaux puis sur les éléments rostraux de la formation réticulée (formation diencephalique et mésencéphalique = système réticulé descendant activateur ou SRDA) et enfin sur les éléments caudaux de la formation réticulée (formation réticulée bulbo-pontique = système réticulé descendant inhibiteur ou SRDI). Ceci détermine la chronologie de leurs effets et la distinction de quatre stades : le stade 1 de l'analgésie, le stade II de l'excitation, le stade III de l'anesthésie et le stade IV toxique (Tableau 1). (El waki, A, LPh, D., 2009, 2010).

Tableau 1: Les stades de l'anesthésie et leurs caractéristiques (LABRUYÈRE, M et al. ,2013).

Stades de l'anesthésie		Caractéristiques	
Stade I		Sédation : désorientation, vigilance réduite	
Stade II		Excitation : analgésie, mouvements involontaires, vocalisation, intubation possible	
Stade III	Plan 1	Léger	Dépression progressive des systèmes respiratoire, vasculaire, musculo-squelettique et disparition progressive des différents réflexes
	Plan 2	Modéré	
	Plan 3	Profond	
	Plan 4	Excessif	
Stade IV		Coma, arrêt cardiaque et respiratoire puis mort	

5. Les agents anesthésiques

5.1. Sédatifs

Ces médicaments créent un état de sédation chez le patient sans effet hypnotique et en règle générale, seuls les a-2 agonistes ont une action analgésique. Les tableaux 2 et 3 présentent les différents sédatifs ainsi que leurs effets physiologiques et leurs posologies. Les principaux groupes des sédatifs sont les :

5.1.1. Neuroleptiques

Il s'agit des phénothiazines et des butyrophénones. Les neuroleptiques conduisent à un état d'inhibition psychique et à une baisse de la motricité spontanée sans soulager la douleur.

- ❖ **L'acépromazine**, phénothiazine la plus utilisée chez les animaux de compagnie, produit une légère sédation de longue durée (3-8 heures), indépendante de la dose, sans relaxation musculaire ni analgésie. Elle est employée pour la prémédication et le transport des animaux. Ses propriétés justifient son emploi assez large en prémédication anesthésique. L'acépromazine déprime le centre du vomissement, protège, par ses effets anti-arythmiques, le myocarde de l'action des catécholamines circulantes, et possède également une action antihistaminique. Elle peut aussi neutraliser les effets allergisants de certains médicaments comme certains morphiniques.

L'acépromazine est couramment utilisée dans les protocoles de neuroleptanalgie. (Joaquin, J. et al. ,2013).

Tableau2 : Posologie des sédatifs, des neuroleptanalgésiques et des tranquillisants lors de prémédication anesthésique. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Groupe	Classe	Médicaments	Chien (Mg /Kg)	Chat (Mg /Kg)	Durée d'effet	Recommandation Groupe ASA
Sédatifs	Phénothiazines	Acépromazine	0,01-0,02	0,05	1,5 h	I-III
	Alapha2-agonistes	Xylazine	0,5-1,0	0,5-1,5	1-3 h	I-II
		Médétomidine	0,01-0,04	0,01-0,04	1-3 h	I-II
		Romifidine	0,04-1,2		1-3 h	I-II
		Dexmédétomidine				I-II
Tranquillisants	Benzodiazépines	Diazépam	0,5-1,5	0,5	1-3 h	III
		Midazolam	0,5-1,5	0,5	6-12 h	II-V

Tableau3 : Effets physiologiques des anesthésiques injectables et antagonisation éventuelle de ces derniers (Joaquin,J. et al. ,2013).

Groupe Pharmacologique	classe	Relaxation	Sédation	Fréquence cardiaque	Effet Vasculaire	Respiration	Anta-Gonisation
Sédatifs	Phénothiazines	Non	Excellente	Se maintient	Dilatation	Diminue	Non
	Benzodiazépines	Non	Très bonne	Se maintient	Se maintient	Se maintient	Flumazényl
	Alpha-2 agonistes	Bonne	Très bonne	Très diminuée	Vasoconstriction	Très diminuée	Atipamézole
Analgésiques	Opiacés	Excellente	Très bonne	Diminuée	Dilatation	Très diminuée	Naloxone
	Kétamine	Très bonne	Très bonne	Augmentée	Se maintient	Diminuée	Non

5.1.2. Tranquillisants

Les tranquillisants utilisés sont des benzodiazépines. Ils ont un effet anxiolytique, sont légèrement relaxants et anticonvulsivants. Ils ne produisent pas d'analgésie. Le flumazényl est un antagoniste compétitif des tranquillisants. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Les plus utilisés chez les animaux de compagnie sont le diazépam, la midazolam et le zolazépam, commercialisé associé à la tilétamine (Zolétil[®])

- **Diazépam :** C'est le tranquillisant le plus utilisé en médecine vétérinaire. Son injection intramusculaire est douloureuse et son administration par voie rectale ne doit être utilisée qu'en dernier recours dans les cas extrêmes. Dans ces deux cas, l'action est plus lente et peu prévisible. Lors d'administration intraveineuse trop rapide, le propylène glycol, son exception, peut provoquer des thrombophlébites, une hypotension et une bradyarythmie. En outre, mis à part à la kétamine, le diazépam ne peut pas être mélangé à un autre médicament dans la même seringue. (Joaquin,J. et al. ,2013).

- **Midazolam** : en plus d'être un meilleur relaxant musculaire, il agit plus rapidement et moins longtemps que le diazépam. Par rapport à ce dernier, il a également l'avantage d'être hydrosoluble, ce qui permet l'administrer en intramusculaire et de le mélanger à d'autres produits. Pour toutes ces raisons, il est en train de se substituer au précédent, son prix restant la seule restriction à son emploi. (JoaquinJ. et al. ,2013).

5.1.3. Agonistes des récepteurs Alpha-2 adrénergique (α -2 agonistes)

Ils sont utilisés en médecine vétérinaire comme sédatifs analgésiques bien qu'ils présentent des actions diverses selon leur affinité pour les récepteurs alpha-2.

Les plus employés chez les animaux de compagnie sont la xylazine, la romifidine, la médétomidine et la dexmédétomidine. Ils sont totalement antagonisés par l'atipamézole mais partiellement par la yohimbine et la tolazoline. (Joaquin,J. et al. ,2013).

- **Xylazine** : elle une sédation assez longue mais une analgésie très courte. Elle entraîne une relaxation musculaire et inhibe la thermorégulation elle est souvent associée à la kétamine pour prémédiquer les animaux. Elle est 10 fois moins puissante que la médétomidine. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Médétomidine** : selon la posologie elle entrain une sédation, une analgésie ou une dépression du SNC. La posologie varie selon les espèces et l'association à des produits qui potentialisent son effet sédatif. Elle entraîne une sédation plus importante que la xylazine et la romifidine. Dans la majorité des cas, une sédation suffisante est obtenue avec des posologies faibles à modérés. Elle dure 3 heures. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Romifidine** : elle est considérée comme un sédatif moins puissant et un dépresseur moins dangereux que les deux précédents. Ce médicament entraîne une sédation semblable à celle induite par les autres membres de ce groupe, ce qui permet le même type de manipulation. En revanche il entraîne moins de dépression du SNC. Il procure une analgésie centrale en inhibant la libération de noradrénaline. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Dexmédétomidine** : En tant qu'isomère D de la médétomidine, elle se caractérise par une puissance plus importante permettant de réduire sa posologie. Il est recommandé de l'employer en bolus ou en perfusion continue. (Joaquin,J. et al. ,2013).

5.2. Anesthésiques

Ils sont toujours administrés par voie parentérale ou par inhalation. Cette catégorie comprend les sédatifs, les hypnotiques et les analgésiques. Aucun anesthésique général ne peut répondre à lui seul à tous les critères d'une anesthésie générale – hypnose, relaxation musculaire et analgésie – sans atteindre des doses toxiques. Aussi, lorsqu'il est indispensable d'atteindre une tolérance chirurgicale, il faut associer deux ou trois types d'anesthésiques. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Il existe de nombreux anesthésiques ce qui implique qu'il n'y a pas de médicament idéal. L'anesthésique idéal devrait avoir les caractéristiques suivantes : ne pas déprimer les systèmes vitaux, induire rapidement l'anesthésie sans aucun stress, produire une relaxation, une hypnose et une analgésie de bonne qualité et permettre un réveil rapide, sûr et prévisible. Il ne doit pas non plus nécessiter de biotransformation et ne doit pas être toxique ou irritant. Il ne doit pas favoriser les saignements capillaires. Il doit être bon marché et adapté à toutes les espèces animales. Enfin il faut pouvoir l'employer en toute sécurité et disposer d'un antidote spécifique. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Les anesthésiques sont des substances qui limitent ou suppriment la conscience sans avoir d'effet analgésique. Dans cette catégorie, nous retrouvant les produits suivants :

5.2.1. Hypnotiques injectables

- **Dérivés de l'acide barbiturique** : Ils sont classés selon leur durée d'action, les anesthésiques de choix lors d'anesthésie de courte durée où d'induction de l'anesthésie doivent avoir une durée d'action ultra-courte. Le plus employé est le **thiopental sodique**. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Dérivés de l'imidazole : l'étomidate**. Il s'agit d'un hypnotique à action ultra-courte qui, une fois métabolisé, entraîne un réveil rapide. Il agit comme anticonvulsivant et ne produit pas d'analgésie. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Dérivés phénoliques : le propofol**. C'est actuellement l'hypnotique à action courte le plus utilisé car le mieux toléré. Il doit toujours être administré par voie intraveineuse. Son association à des sédatifs permet de réduire sa posologie de 25% à 50% selon le degré de sédation recherché. Son administration combinée à des phénothiazines ou des benzodiazépines apporte un meilleur confort en phase d'induction et de réveil. Il

s'emploie pour l'induction ou pour l'entretien de l'anesthésie en perfusion continue. (Joaquin, J. et al., 2013).

- **Alphaxalone/Alphadonole** : contrairement aux précédents, ces produits ont un effet analgésique. Comme le propofol, ils sont utilisés pour l'induction et l'entretien de l'anesthésie chez le chien et le chat. Comme ils ne s'accumulent pas dans les tissus, le réveil de lorsqu'ils sont administrés en perfusion continue. (Joaquin, J. et al., 2013).

5.2.2. Anesthésiques dissociatifs

➤ **Kétamine** :

C'est un antagoniste du récepteur N-méthyl-D-aspartate (NMDA) (qui bloque le récepteur NMDA), elle produit une excitation et une inhibition du système nerveux central. La réduction des sensations douloureuses se produit par inhibition du SNC, évitant ainsi l'apparition des hyperalgésies qui se produisent parfois après l'administration de morphiniques. Elle produit un état de sédation marqué qui peut conduire à une hypnose accompagnée d'amnésie. L'inhibition du centre de la thermorégulation, entraîne facilement l'apparition de problèmes d'hypothermie.

La Kétamine est un narco-analgésique, sa toxicité est faible et ces effets respiratoires et circulatoires sont très discrets. L'absence de l'effet cumulatif, en a fait un anesthésique de sécurité, l'induction est rapide l'analgésie est excellente sur le plan cutané mais médiocre au niveau des viscères, le réflex ostéo-tendineux, cornéen et pharyngolaryngé sont préservés et les yeux restent ouverte. Elle est contre indiquée chez les sujets épileptiques car elle renforce le tonus musculaire.

La posologie chez les carnivores est comme suite : 15 à 20 mg/Kg par voie IM. 8 à 5mg/Kg par voie IV.

➤ **Tilétamine** :

Cet anesthésique est semblable à la kétamine mais ses effets durent plus longtemps et sont plus puissants ; c'est pour cela qu'il faut l'utiliser en plus petite dose. Il est souvent combiné avec un dérivé des benzodiazépines tel que le **zolazépam (Zolétil®)**, qui améliore la relaxation musculaire, l'effet dépresseur sur le SNC et le réveil de l'anesthésie, et qui prévient aussi les crises dues à la tilétamine. Après une anesthésie à la tilétamine, les chats peuvent prendre de 12 à 36 heures avant de redevenir cliniquement normaux. (HRAPKIEWICZ, K.L., STEIN, S. et SMILER, K.L., 1989).

En plus, L'association de ces dérivés dans une seule préparation empêche le praticien de moduler les doses de chaque principe actif en fonction des réponses individuelles des animaux.

5.2.3. Hypnotiques inhalés

Ces produits volatils se présentent principalement sous forme de gaz ou de vapeurs (après être par un évaporateur), qui sont inhalés, c'est-à-dire directement administrés dans les poumons. Contrairement aux anesthésiques injectables, ils engendrent une bonne relaxation musculaire et un niveau d'hypnose élevé. Selon le produit utilisé, l'effet analgésique est faible ou inexistant.

S'il est inhalé, l'anesthésique idéal doit pouvoir être rapidement absorbé et éliminé. Il doit aussi agir rapidement sur le SNC. Son odeur devrait être agréable et il ne devrait pas irriter les muqueuses. Il devrait permettre un contrôle rapide du niveau d'anesthésie et entraîner une analgésie, une hypnose et un relâchement musculaire. Sa métabolisation au niveau organique devrait être faible et ses effets secondaires limités. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Voilà quelques anesthésiques gazeux utilisés en médecine vétérinaire :

- **Protoxyde d'azote** : gaz à absorption et élimination rapide, il est le seul à être inodore. Il entraîne une bonne analgésie mais aucune relaxation musculaire. Il sert à potentialiser les effets des anesthésiques. Il est administré sous la forme d'un mélange 2 : 1 de protoxyde d'azote et d'oxygène. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Halothane** : Il dégage une odeur douce. L'anesthésie est modérément contrôlable et ce gaz est très toxique pour le SNC. Il n'entraîne qu'une légère myorelaxation mais ses effets hypnotique et bronchodilatateur sont bons. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Isoflurane** : Il dégage une odeur forte et est très peu soluble dans le sang. De ce fait, il passe rapidement le SNC de telle sorte que l'induction et le réveil de l'anesthésie sont beaucoup plus rapides qu'avec l'halothane. C'est un bon myorelaxant et un bon hypnotique. Il entraîne une légère analgésie. Il est moins dépressur que l'halothane. (Joaquin,J. et al. ,2013).

5.3. Analgésiques

Sensu stricto les analgésiques sont des médicaments qui inhibent la douleur. Toutefois cette définition est simpliste car de nombreux analgésiques entraînent en fait une hypoalgésie, c'est-à-dire qu'ils atténuent la douleur sans réussir de l'éliminer, même si théoriquement leur

action est dose-dépendante. Certains produits peuvent aussi entraîner une hyperalgésie au lieu d'une analgésie. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Les analgésiques sont regroupés en 5 familles :

- Opiacés et opioïdes
- Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)
- Anesthésiques locaux
- Alpha-2 agonistes
- Autres analgésiques, métamizole et kétamine

5.3.1. Opiacés et opioïdes

Les analgésiques opiacés sont utilisés dans le traitement de la douleur depuis plus de deux mille ans. Aujourd'hui, ils forment le groupe de médicaments les plus employés dans le traitement de la douleur. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Dans les années 1970, l'identification de récepteurs opioïdes dans le tissu cérébral des mammifères fut le point de départ de la compréhension de leur mode d'action (tableau4). Les opioïdes agissent sur trois récepteurs différents : mu (μ), kappa (κ) et delta(δ) (tableau5).

Tableau 4 : Affinités des opioïdes pour les différents récepteurs (Joaquin,J. et al. ,2013).

Type de récepteur	Effet agoniste
μ_1	Anesthésie au niveau spinal et supra-spinal, dépression respiratoire, euphorie, faible potentiel de dépendance, bradycardie, hypothermie, rétention urinaire, vasodilatation périphérique, myosis.
μ_2	Analgésie au niveau spinal, dépression respiratoire, fort potentiel de dépendance, constipation
κ	Analgésie au niveau spinal et supra-spinal, sédation, myosis, dysphorie, faible potentiel de dépendance, hyperthermie, diurèse.
σ	Hallucinations ou dysphorie, stimulation circulatoire centrale avec tachycardie et hypertension, mydriase, excitation.
δ	Modifie l'activité du récepteur mu (μ), en interagissant entre eux.

Les opiacés sont divisés en :

Agonistes purs :

Ce sont des opiacés qui se comportent comme des agonistes ayant une forte préférence, parfois même une sélectivité, pour les récepteurs mu (μ). Ils ont une activité intrinsèque maximale. **La morphine, la péthidine, la métadone, le fentanyl, lesufentanil et le rémifentanil** appartiennent à cette famille. (Joaquin,J. et al. ,2013).

✚ Agonistes-antagonistes :

Ce sont des opioïdes capables d'agir sur plusieurs types de récepteur opioïde, notamment ceux du type (μ) et du type (κ). Ils agissent comme des agonistes sur les récepteurs (κ), alors qu'ils agissent comme des agonistes partiels ou même des antagonistes sur les récepteurs (μ). Ces médicaments seront des analgésiques ; selon leur activité intrinsèque sur les récepteurs (μ), ils seront en plus aussi des dépresseurs du système respiratoire. Le premier représentant de cette famille de médicaments fut la **nalorphine** (antagoniste en cas de surdosage morphinique). Les autres analgésiques appartenant à ce groupe sont **la pentazocine, le butorphanol et la nalbuphine**. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Tableau 5 : Type d'opiacés et sélectivité face aux différents récepteurs (Joaquin,J. et al. ,2013).

Médicament	Type	Récepteurs			
		μ	κ	Σ	δ
Morphine	agoniste pur	+++	+/-	+/-	-
Péthidine	agoniste pur	++	+/-	-	-
Fentanyl	agoniste pur	+++	-	-	-
Alfentanyl	agoniste pur	+++	-	-	-
Rémifentanyl	agoniste pur	+++	-	-	-
Étorphine	agoniste pur	+++	++	++	
Naloxone	agoniste pur	+++	+	+	+

✚ Agonistes partiels :

Ces opiacés agissent sur les récepteurs mu (μ) avec une activité intrinsèque inférieure à celle des agonistes purs, raison pour laquelle, en présence d'un agoniste pur, ils peuvent se comporter aussi comme des antagonistes. Le médicament le plus caractéristique est le **buprénorphine**. (Joaquin,J. et al. ,2013).

✚ Antagonistes purs :

Ces opiacés ont une affinité pour les récepteurs opioïdes, mais n'ont pas d'activité intrinsèque. Leur affinité s'étend aux 3 types de récepteurs opioïdes, même si elle est plus forte pour le récepteur (μ) que pour les récepteurs (κ) et (δ). Les antagonistes sélectifs n'ont que très peu d'application clinique en raison de leurs inconvénients. (Joaquin,J. et al. ,2013).

Les posologies et les principales voies d'administration des opioïdes les plus utilisés en Espagne (par exemple) sont données dans le Tableau 6.

Tableau 6 : Posologie des opiacés les plus utilisés (Joaquin,J. et al. ,2013).

Médicament	Nom commercial	Dose chien	Dose chat	Voie d'administration	Début d'action	Durée des effets
Morphine	Chlorydrate de morphine	0.1-1 mg/kg	0.05-0.5 mg/kg	IM/SC	30 min	4-6 h
Péthidine	Péthidine Renaudin	3.5-10 mg/kg	2-5 mg/kg	IM	10 min	1-2 h
Fentanyl	Fentanyl	1-5 µg/kg	1-5 µg/kg 3-5 µg/kg/h	IV IV	2-5 min Perfusion	5-20 min Perfusion
Butorphanol	Torbugésic, Dolorex	0.2-0.8 mg/kg	0.2-0.8 mg/kg	IM/IV/SC	30-45 min	1-2.5 h
Buprénorphine	Buprecare, Vetergesic	5-20 µg/kg	6-10 µg/kg	IM/IV/SC	30-60 min	4-8 h
Naloxone	Naloxone	0.04-1 mg/kg	0.04-1 mg/kg	IM/IV/SC	1-3 min	30-60 min

5.3.2. Anti-inflammatoires non-stéroïdiens(AINS)

Les anti-inflammatoires non stéroïdiens constituent un groupe d'acides organiques faibles, les acides carboxyliques (**acide acétylacétique, carprofène, flunixin méglumine**) et les acides énoliques (**phénylbutazone, méloxicam**) possédant des propriétés anti-inflammatoires, analgésiques et antipyrétiques (tableau7).

Ces substances sont utilisées depuis plusieurs années en médecine vétérinaire pour traiter la fièvre, l'inflammation et la douleur. Ce sont des analgésiques peu puissants mais la mise au point ces dernières années de nouveaux médicaments a changé la donne et dans certains cas, les nouveaux AINS sont aussi puissants ou même plus puissants que certains narcotiques. (Joaquin,J. et al. ,2013). L'action analgésique des AINS est liée à la baisse de la production de prostaglandines et à d'autres mécanismes comme l'inhibition d'autres enzymes (lipoxigénase), l'interruption de la transduction des signaux par la protéine G activée, ainsi qu'à une action centrale ; Elle est liée à une inhibition cérébrale des COX (cyclo-oxygénases). L'efficacité clinique des AINS dépend de leur pharmacocinétique et de leur action sur la cyclo-oxygénases.

De nombreux AINS ont une autorisation de mise sur le marché pour leur usage vétérinaire. Le choix du produit dépend de chaque animal. (Joaquin,J. et al. ,2013).

- **Kétoprofène.** C'est un bon analgésique et un bon anti-inflammatoire. Il a été employé en analgésie postopératoire chez le chien et le chat, bien que sa toxicité limite son usage à long terme. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Acide tolfénamique.** On l'utilise principalement comme analgésique postopératoire et en cas de douleurs musculo-squelettique chroniques. Chez le chat, il est utilisé comme

antipyrétique et anti-inflammatoire. En raison de sa toxicité, son administration est limitée à 3 jours. (Joaquin,J. et al. ,2013).

- **Méloxicam.** Il est indiqué comme anti-inflammatoire et dans le traitement chronique des douleurs musculo-squelettiques. Il est absorbé totalement par le tube digestif et s'élimine lentement en 24 heures. De ce fait il est recommandé de ne l'administrer qu'une fois par jour. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Carprofène.** Il est efficace dans le traitement chronique des arthropathies. Il est bien toléré par l'estomac, raison pour laquelle on peut l'employer sur de longues périodes sans risquer d'effets secondaires sur les animaux. Sa demi-vie oblige à répartir la dose quotidienne en deux prises.
- **Piroxicam.** Il est particulièrement efficace dans le traitement des processus inflammatoires des voies urinaires et dans le domaine orthopédique. Il présente une bonne tolérance digestive. (Joaquin,J. et al. ,2013).
- **Tépoxaline.** Sa demi-vie est courte, mais une seule prise quotidienne suffit. Il est indiqué dans le contrôle de la douleur orthopédique et dans la lutte contre les inflammations chroniques.

Tableau 7 : Posologie des anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS) les plus employés chez le chien (Joaquin,J. et al. ,2013).

Médicament	Nom commercial	Posologie	Voie d'administration	Fréquence
Acide acétylacétique	Aspirine	10-25 mg/kg	Oral	8-12 h
Méloxicam	Meloxidyl	0.2 mg/kg	Oral	24 h
	Metacam, Loxicom, Meloxicom	0.2 mg/kg	IV, SC	24 h
Flunixin Méglumine	Finadyne	1 mg/kg	IV	24 h
Kétoprofène	Ketofen	2 mg/kg	SC	24 h
Caprofène	Canidryl	4 mg/kg	Oral, IM, IV, SC	12 h
	Rimadyl	4 mg/kg	Oral, IM, IV, SC	12 h
Acide tolfénamique	Tolfédine	4 mg/kg	SC	24 h
Firocoxib	Previcox	5 mg/kg	Oral	24 h

5.3.3. Autres analgésiques

- Le **métamidazole** est un puissant analgésique d'action centrale dont l'effet dure 4 à 6 heures. C'est également un antipyrétique et un spasmolytique. Les principales indications cliniques sont les coliques spastiques et les névralgies. S'il est administré rapidement par (VI), il peut provoquer

une sialorrhée intense. Il n'entraîne pas de dépression respiratoire ni de sédation. Les posologies recommandées chez les chiens sont de 25-100 mg/kg. (Joaquin,J. et al. ,2013).

- **Antagonistes du récepteur (NMDA)** : Pour produire un effet analgésique important lors d'actes chirurgicaux particulièrement douloureux, la **kétamine** est associée à la morphine ou au fentanyl, ainsi qu'à la lidocaïne. (tableau8).

Tableau 8 : Posologies recommandées des associations MLK et FLK : (Joaquin,J. et al. ,2013).

Association	Médicament	Posologie
FLK	Fentanyl	1-5 µg/kg/h
	Lidocaïne	20-50 µg/kg/min
	Kétamine	2-5 µg/kg/min
MLK	Morphine	3,3 µg/kg/min
	Lidocaïne	50 µg/kg/min
	Kétamine	10 µg/kg/min

- Les **glucocorticoïdes** jouent également un rôle d'analgésique. Ils constituent l'un des piliers du traitement dermatologique en permettant le contrôle du prurit, et en tant qu'analgésiques et anti-inflammatoires. Toutefois ils ne sont plus utilisés dans le traitement des plaies du fait du retard de cicatrisation qu'ils engendrent. (Joaquin,J. et al. ,2013).

6. Gestion des phases de l'anesthésie

Il est souvent nécessaire pour obtenir une anesthésie de qualité de combiner plusieurs molécules : on distingue des agents de prémédication (destinés à améliorer la qualité de l'anesthésie notamment en protégeant le système neuro-végétatif, et à diminuer les doses d'anesthésiques), les agents inducteurs et les agents d'entretien de l'anesthésie. Il est fréquent d'associer des analgésiques lorsque cette valence est peu couverte par l'agent d'anesthésie principal. (TRONCHE, M., 2013).

Avant de détailler les 4 phases de l'anesthésie : la prémédication, l'induction, le maintien et le réveil ; il faut d'abord parler de la préparation et l'examen de l'animal avant l'anesthésie :

6.1. La préparation et l'examen de l'animal :

Malgré les moyens techniques et pharmacologiques modernes, l'anesthésie reste un acte délicat qui ne doit en aucune façon être sous-estimé. C'est pour cette raison que l'état de santé de l'animal doit toujours être vérifié préalablement. L'examen clinique et la connaissance du dossier

médical doit permettre de lister les examens complémentaires indispensables à l'évaluation du risque et au choix du protocole le plus adapté. (Wolters,U. et al. ,1996).

La mise à la diète, entre 8 et 12 heures avant l'anesthésie, permet de diminuer les risques de vomissements pendant l'induction de l'anesthésie ou pendant la période de réveil, d'éviter les fausses déglutitions et limiter le poids de l'estomac sur le diaphragme. La **diète hydrique** doit être de 2 heures (déconseillée en cas d'animal jeune ou âgé). Il faut chercher à **isoler l'animal** (par exemple, avoir une pièce spécialement pour les chats). Il faut toujours travailler dans le **calme**, et bien **laisser aux molécules le temps d'agir** (20-30 min pour l'acépromazine, 5-10 min pour les alpha2 agonistes, les Benzodiazépines, la morphine). (El waki ,A,LPh,D., 2009,2010 ; Camus, Y.et al., 2007; Junot,S.,2011; FLECKNELL, P,A., 1987).

Lors de l'examen clinique pré-anesthésique, on relève tout particulièrement le fonctionnement du cœur et de l'appareil respiratoire et la température centrale. (El waki, A, LPh,D. , 2009,2010).

6.2. Prémédication

On appelle prémédication l'administration préopératoire (1/2 heure à 1h 30) avant l'opération, d'une ou de plusieurs drogues destinées à prévenir certains effets nocifs de l'anesthésie, à faciliter la réduction de l'anxiété liée à l'intervention et à diminuer les doses des anesthésiques en provoquant une baisse de métabolisme basal des patients. (Mansour,A., 2013,2014).

La prémédication s'administre généralement par voie intra musculaire, dans le délai cité plus haut, soit par voie intra veineuse directe quelques minutes avant l'anesthésie surtout dans le cas d'urgence. Dans ce cas, on préfère le terme pré narcose au lieu de prémédication. (Kona-Boun,J,J., 2007). Sachant que, certaines molécules de la prémédication peuvent avoir des effets indésirables et il est donc possible de ne pas prémédiquer les patients se trouvant dans un état de santé critique. (Bednarski,R et al., 2011).

6.3. Induction

Correspond à la phase de transition de la conscience à une narcose suit à l'administration de produits anesthésique. Le but de cette phase est de permettre à l'intubation patiente et en passant l'anesthésie gazeuse qui va maintenir l'anesthésie. Il est à un stade critique, les risques sont élevés. (IULIAN, V., 2011).

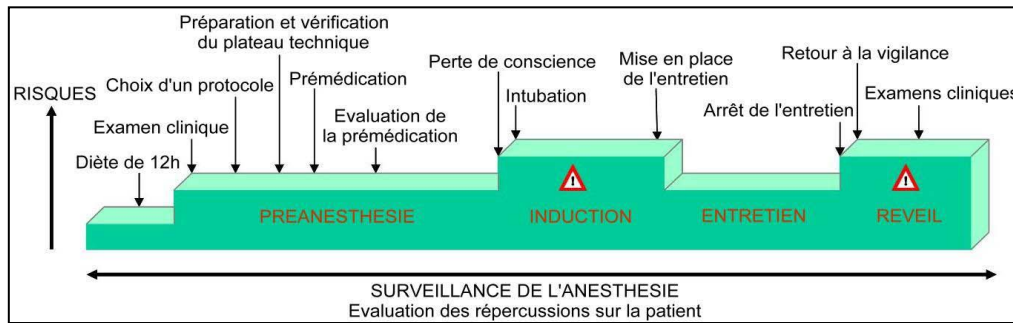


Figure 2 : Présentation des différentes phases de l'anesthésie générale et le niveau de risque associé à chaque étape (Bednarski,R,M., 2001).

6.4. Maintien

Le maintien de l'anesthésie est assuré par :

6.4.1. L'anesthésie volatile

L'anesthésie volatile consiste à administrer par voie respiratoire un mélange gazeux enrichi en oxygène qui véhicule des vapeurs d'agent anesthésique. Le mélange oxygène et isoflurane est le plus fréquemment utilisé en médecine vétérinaire.

L'anesthésie volatile est avant tout une technique d'entretien de l'anesthésie qui succède le plus souvent à une induction intraveineuse. (Desbois,C. et Troncy,E., 2007).

6.4.2. L'anesthésie injectable

Lorsque l'anesthésie par injectable est choisie, il est préférable d'avoir à portée de main des drogues antagonisant les agents anesthésiques. C'est le seul moyen permettant de stopper l'anesthésie si des complications surviennent. (Anne- Marie,C. et Daphnée,V.).

Deux possibilités existent pour réaliser une anesthésie injectable : l'administration intramusculaire et l'administration intraveineuse.

6.4.2.1. Anesthésie par voie intramusculaire

Cette technique est la plus simple. Les indications de cette méthode sont limitées à l'anesthésie de courte durée pour des procédures peu invasives. L'un des principaux avantages de l'anesthésie intramusculaire par rapport à l'anesthésie intraveineuse est la facilité d'injection du produit même sur des animaux peu coopératifs, comme parfois les chats ou encore les animaux sauvages par télé-anesthésie.

Les agents les plus souvent utilisés pour l'anesthésie intramusculaire sont la kétamine et la combinaison zolazépam-tilétamine (Zolétil®, Virbac, Carros, France) avec ou sans addition d'un morphinique. (Beths,T., Pydendop,B., 2007).

6.4.2.2. Anesthésie par voie intraveineuse

Cette méthode procure un meilleur contrôle de l'anesthésie, permet d'adapter la dose en fonction de la réponse de l'animal et de prolonger aisément l'anesthésie si nécessaire. Deux techniques de base d'administration intraveineuse peuvent être mises en œuvre pour l'anesthésie injectable : les injections répétées en bolus et la perfusion continue. (Beths,T., Pydendop,B., 2007).

- **Anesthésie par injections répétées**

Cette technique consiste à administrer des bolus d'anesthésiques à effet, selon la réponse du patient. Elle offre l'avantage d'être simple à réaliser.

Après chaque injection, la concentration plasmatique de l'anesthésique atteint un pic, puis commence à diminuer rapidement. Après un laps de temps, la concentration au site d'action devient trop basse pour maintenir un état d'anesthésie compatible avec, par exemple la réalisation d'un geste chirurgical et un nouveau bolus est nécessaire pour « réapprofondir » l'anesthésie. La nécessité d'injections répétées entraîne une administration d'une dose totale plus élevée de produit anesthésique pour une durée d'anesthésie plus longue augmentant le coût et le risque d'effets secondaires comme l'hypotension, l'apnée et l'hypothermie. (MARCENAC, N. 1951).

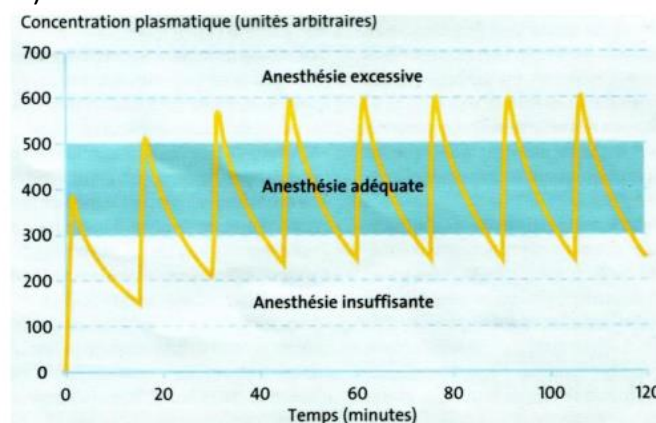


Figure 3 : Évolution de la concentration plasmatique lors d'injections répétées (données pour un agent anesthésique imaginaire). (Beths,T., Pydendop,B., 2007).

Cette oscillation entre des concentrations hautes et basses conduit à une anesthésie de qualité et de profondeur fortement variables, au cours de laquelle l'animal passe continuellement d'un état d'anesthésie (trop) profond à un état d'anesthésie (trop) superficiel. (El-waki,A,LPh,D, 2009,2010 ;Kästner,S,B,R., 2007).

- **Anesthésie par perfusion continue**

Avec cette technique, l'agent anesthésique est administré de façon continue ce qui évite les changements de taux plasmatique. L'anesthésie en perfusion continue est de bonne qualité et en général plus économique que l'anesthésie par injections répétées. (Bonath,K., 1979).

6.5. Réveil

Le réveil anesthésique va de la fin de l'administration des agents anesthésiques à la récupération complète des réflexes de la conscience, de la vie de relation et jusqu'à l'élimination complète des drogues. Il se définit comme le retour du contrôle autonome des fonctions vitales. Le réveil débute dès l'arrêt de l'administration des drogues anesthésiques utilisées pour l'induction et le maintien de l'anesthésie. La période du réveil dépend de la vitesse d'élimination des drogues employées et de la sensibilité de l'individu au produit. Les fonctions cérébrales se normalisent dans le sens inverse de l'induction. On peut parler de réveil complet uniquement lorsque l'animal retrouve son état d'avant l'anesthésie au niveau delà conscience, l'équilibre. (Kirere,M., 2005).

7. Quelques protocoles de l'anesthésie générale

Exemples de **protocoles d'anesthésie** et de gestion de la douleur chez les chats et les chiens en bonne santé (voir ANNEXE II).

Chapitre II : Différents paramètres pendant une anesthésie générale

1. Facteurs de risque pendant l'anesthésie générale

L'anesthésie générale n'est pas sans risque, même sur un patient en bonne santé, et elle ne doit pas être prise à la légère. Des perturbations de l'homéostasie peuvent survenir, et les conséquences peuvent être de courte durée ou avoir un effet à long terme. Inutile de mentionner que la mort durant ou après l'anesthésie est aussi possible... Mais, avec un bon suivi du patient, la plupart des complications peuvent être identifiées et traitées. (Anne-Marie, C et Daphnée, V).

Le risque anesthésique peut être défini comme la probabilité de survenue d'un accident fatal au cours de l'anesthésie ou d'une issue défavorable suite à l'anesthésie. (Muir, w., 2007).

L'appréciation du risque anesthésique se fait selon divers facteurs, et dépend notamment de la compétence de l'anesthésiste, des molécules utilisées, de la durée de l'anesthésie et, enfin, de l'âge et du statut physiologique du patient. (Cuvelliez, S. et al. 2007)

1.2. L'espèce et la race :

L'anesthésie vétérinaire s'intéresse à l'animal et donc à plusieurs espèces ne présentant pas toutes les mêmes facilités, ni la même réponse aux agents anesthésiques.

Au sein d'une même espèce, telle l'espèce canine, il existe une variété de races présentant une réaction particulière à certains produits. Par exemple, l'utilisation du thiopental est à proscrire chez le Greyhound. La métabolisation hépatique de cette molécule dans cette race est retardée entraînant un allongement du réveil. (Lukasik, V, M., 1999; Pydendop, B., 2007 ; Reid, J. et Nolan, A, M., 1999)

De même, les particularités anatomiques de certaines races comme les races brachycéphales qui ont plus de risque de présenter des obstructions des voies aériennes du fait de l'allongement du palais mou et de l'éversion des ventricules laryngés, le stridor inspiratoire contribuant à la formation d'œdème du palais mou. L'apparition de cyanose à l'induction et de vomissements au réveil est plus fréquente dans ces races. (Hosgood, G. et Scholl, D, T., 1998 ; SALM, J., 2010).

1.2. L'âge

Chez le chien, l'âge, est un facteur de risque à prendre en compte pour les patients très jeunes ou âgés (> 8 ans).

Les risques d'accidents per-anesthésiques sont ainsi plus fréquents pour les sujets âgés. (Hosgood.G.et Scholl, D. T., 1998). Ces derniers seraient plus sensibles aux molécules anesthésiques. Leur thermorégulation moins efficace implique des hypothermies plus fréquentes qui participent avec leur métabolisme réduit à des réveils prolongés. (Clarke,KW., 2001).

1.3. La taille des patients

Le risque anesthésique augmente significativement chez les chiens de petite taille. Les petits animaux sont plus fréquemment sujets aux surdosages de produits anesthésiants ainsi qu'à l'hypothermie. La gestion de l'anesthésie est également rendue plus délicate du fait de la petite taille des organismes, notamment pour la réalisation de gestes techniques tels que la pose d'un cathéter intraveineux ou l'intubation trachéale. (Brodelt,D., 2007).

1.4. L'obésité

Le surpoids est également relié à une augmentation des facteurs de risques per anesthésiques. L'obésité définie par une majoration de 20 % du poids de forme de l'animal diminue les capacités respiratoires. On observe une diminution de la compliance thoracique et une hypoventilation du fait de la mobilité réduite du diaphragme. La respiration est superficielle avec une diminution du volume tidal et une augmentation de la fréquence respiratoire. (MAREL,J. et BILLE,C.).

1.5. Le statut physiologique ou classe ASA

Le statut physiologique du patient est à ce jour le critère le plus pertinent pour évaluer le risque anesthésique, d'autant plus s'il est combiné à l'âge du patient. (Donati,A. et al., 2004; Wolters,U. et al.,1996).

Le stade ASA repose sur une classification simple du risque anesthésique en fonction de l'état pré-opératoire du patient définie par l'American Society of Anesthesiologists (ASA) en 1963(New classification of physical status.Anesthesiology, 1963) (Tableau9). Cette classification suit une logique évidente selon laquelle plus l'état pré-opératoire du patient est critique, plus le risque anesthésique est grand. Elle a directement été transposée aux carnivores domestiques. (Mickaël, G, F., 2006).

1.6. Les affections associées

Quelle que soit la tranche d'âge, le taux de complication augmente significativement avec le nombre de maladies associées (très élevé pour les patients atteints de trois affections ou plus).

Tableau 9 : Classification ASA. (Coppens, 1994).

Classification ASA		Risque anesthésique	Exemples
I	Animal en santé	Minime	Chirurgies de convenance
II	Animal avec une pathologie sans répercussion systémique importante	Faible	Fracture
III	Animal avec une pathologie à répercussion systémique importante mais compensée, invalidante et mettant constamment la vie en danger	Moyen	Insuffisance rénale ou cardiaque compensée gériatrie
IV	Animal avec une pathologie à répercussion systémique importante et non compensée, limitant l'activité sans entraîner d'incapacité		
V	Animal moribond dont l'espérance de vie inférieure à 24 heures avec ou sans chirurgie	Très élevé	Choc très avancé

1.7. La durée de l'intervention

Le taux de complications augmente significativement avec la durée de l'intervention. (FARGES, C., 2012).

1.8. L'anesthésie en urgence

L'urgence est associée à un risque de mortalité augmenté (Odds ratio de 1,6), notamment par défaut de pouvoir stabiliser les patients avant l'opération. Cela est lié également au fait que les interventions d'urgence sont souvent réalisées en dehors des heures de travail habituelles, à des moments où le personnel soignant est plus sujet à la fatigue (Brodbelt, D., 2007 ; FARGES, C., 2012).

2. Physiologie et effets de la douleur

Lorsqu'un stimulus douloureux survient, une cascade d'événements nerveux s'en suit. Au niveau de l'organe atteint, que ce soit la peau, les viscères ou une articulation par exemple, des récepteurs spécifiques de la nociception s'activent. Certains organes en sont très concentrés, comme la peau, d'autres dépourvus, comme le cerveau. Ces « nocicepteurs » perçoivent donc le stimulus mécanique, chimique ou thermique et un signal nerveux est envoyé par le nerf périphérique jusqu'à la moelle épinière, puis voyage jusqu'au cortex, où la douleur proprement dite est alors perçue. Un influx nerveux de type rétrocontrôle est retourné à la moelle épinière afin de moduler la douleur.

Durant l'anesthésie générale, la perception de la douleur au niveau du cerveau est bloquée, mais la douleur est tout de même présente. Tout animal anesthésié n'est donc pas nécessairement analgésié. C'est entre autres pour cette raison que l'on demande qu'un analgésique soit administré avant la procédure chirurgicale.

La douleur amène un état de stress. Ce stress entraîne des changements au niveau des hormones sanguines ainsi qu'une diminution de l'immunité, une perte d'appétit, une fonte musculaire... La douleur augmente aussi le risque de complications majeures en période post opératoire (insuffisance cardio vasculaire, insuffisance respiratoire et même la mort). (Anne-Marie,C. et Daphnée,V).

3. influence de l'anesthésie sur :

3.1. La température

Il est important d'avoir un suivi de la température de tout animal anesthésié. La majorité des agents anesthésiques favorise l'hypothermie en réduisant le métabolisme de base ; de plus, les pertes de chaleur sont nombreuses en chirurgie. En général, une température au -delà de 36°C est considérée correcte et a comme seul effet des frissonnements au réveil, qui augmentent la consommation d'oxygène. Une diminution de la température corporelle joue sur la perfusion des tissus et la clairance des agents anesthésiques est ralentie, ce qui augmente la durée de la période de réveil. De plus, une bradycardie peut survenir, ce qui diminue d'avantage la perfusion des tissus. Il est primordial de prévenir les pertes de chaleur au maximum, en minimisant la taille de la zone rasée et la quantité d'antiseptiques utilisés par exemple. Un réchauffement artificiel est presque toujours nécessaire, et peut être effectué en augmentant la température ambiante, avec des tapis chauffants, des bouillottes, des fluides IV et de lavage chauffés. Il faut poursuivre le suivi de la température au réveil, et réchauffer l'animal au besoin : des bouillottes, couvertures et séchoirs sont généralement utilisés. L'administration d'O₂ aide aussi. L'hyperthermie est beaucoup plus rare ; il faut alors refroidir le patient. (Anne- Marie,C et Daphnée ,V).

- **Hypothermie per anesthésique :** L'hypothermie est définie par une température centrale en dessous de 36°C. Elle est modérée entre 34 et 36 °C et profonde entre 34 et 32°C. L'installation d'une hypothermie per anesthésique est le plus souvent modérée 34

à 35°C. Le mécanisme de l'hypothermie est le même sous anesthésie générale que sous anesthésie rachidienne et se décline en trois phases :

- a-** Une phase initiale rapide (apparition dans la première heure) de redistribution de la température qui chute de 1 à 1,5°C. L'anesthésie générale induit rapidement une vasodilatation et un abaissement du seuil de la vasoconstriction thermorégulatrice. L'organisme ne possède plus ses mécanismes de défense contre l'hypothermie. (Camus,Y. et al., 2007 ;Fusciardi,J. et Lebrun,F., 1998).
- b-** Une phase linéaire avec une diminution plus lente de la température, en moyenne d'1°C supplémentaire pendant les 2 à 3 h qui vont suivre. Elle est due à la poursuite de la redistribution, à la diminution de production de chaleur en raison de la baisse de l'activité musculaire, du métabolisme et du travail respiratoire et surtout par perte thermique par radiation, convection et évaporation. (Camus,Y. et al., 2007 ;Fusciardi,J. et Lebrun,F., 1998).
- c-** Une troisième phase de plateau. Elle correspond à la phase d'équilibre entre perte et production de chaleur. Elle nécessite l'intervention de la vasoconstriction qui s'avère bloquée au cours d'une anesthésie médullaire. La combinaison anesthésie générale et péridurale expose en effet à une hypothermie plus importante. (Camus,Y. et al., 2007).

3.2. Les paramètres respiratoires et cardiovasculaires

L'anesthésie générale entraîne une dépression de ces systèmes ; il faut les observer afin de s'assurer que la profondeur de l'anesthésie est correcte et que les tissus sont adéquatement perfusés. Au niveau du système respiratoire, deux éléments doivent être évalués : la ventilation (suffisamment d'air se rend jusqu'aux alvéoles pulmonaires) et l'oxygénation (transfert de l'oxygène dans le sang). La ventilation est évaluée par la fréquence respiratoire et le volume inspiratoire, ou l'amplitude respiratoire. L'oxygénation est évaluée par la couleur des muqueuses. Une augmentation des fréquences cardiaques et respiratoires signifie généralement un phénomène douloureux, ou tout simplement le réveil de l'animal. Il faut alors approfondir l'anesthésie. Au contraire une chute des fréquences signifie que l'anesthésie est trop profonde et que l'animal est en train de s'intoxiquer. (Catudal, A, M et Veilleux, L., 2009 ; Anne- Marie,C. et Daphnée,V.).

4. Complication possibles et actions à prendre

D'après les résultats de l'enquête de (FARGES, C., 2012) les complications les plus rencontrées au cours de l'anesthésie générale sont : l'hypoventilation, la dyspnée, l'apnée, l'arythmie, la tachycardie, la bradycardie, l'hypotension, l'hypertension, le réveil pendant l'anesthésie et le réveil prolongé (Figure 4).

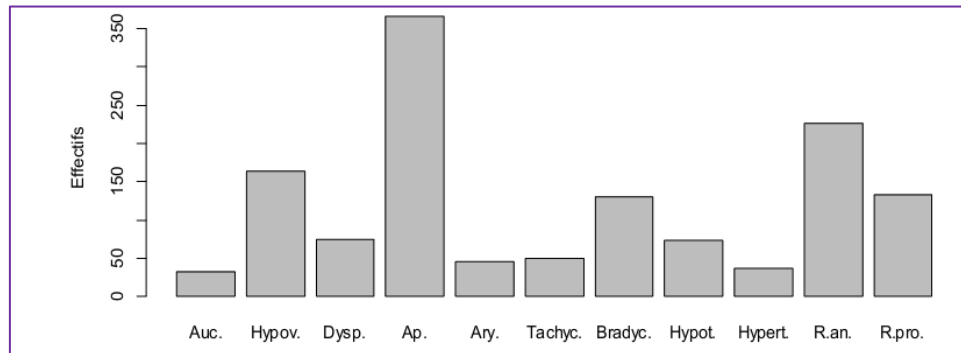


Figure 4 : Les complications d'anesthésie le plus souvent rencontrées d'après (FARGES C, 2012).

L'annexe III représente des complications possibles durant l'anesthésie générale et actions à prendre devant ces complications. (Anne- Marie C ; Daphnée V)

Partie Expérimentale

Partie II : Partie expérimentale

Introduction

L'anesthésie tient une place de plus en plus importante. Des actes de plus en plus compliquée, longs et douloureux requièrent de la part du vétérinaire une bonne maîtrise de la douleur ainsi qu'un maintien rigoureux des fonctions vitales de l'animal ; la mise en œuvre d'un protocole anesthésique adapté, couplé à une surveillance continue de l'animal anesthésié apparaissent donc indispensables.

1. Objectif de l'étude

L'objectif de cette étude est d'évaluer, chez le chien et le chat, l'influence de l'anesthésie générale sur les paramètres cardio-respiratoires (fréquence cardiaque et fréquence respiratoire) et la température rectale durant une intervention chirurgicale.

Matériel et Méthodes

2. Matériel et méthode

2.1. Population étudiée :

L'étude a été réalisée sur 25 animaux dont 12 chiens et 13 chats (figure 5), ces animaux retenus devant subir une intervention chirurgicale nécessitant une anesthésie générale et pouvant faire l'objet d'une surveillance chronologique portée sur les trois paramètres physiologiques essentiels : la fréquence cardiaque, la fréquence respiratoire et la température rectale.

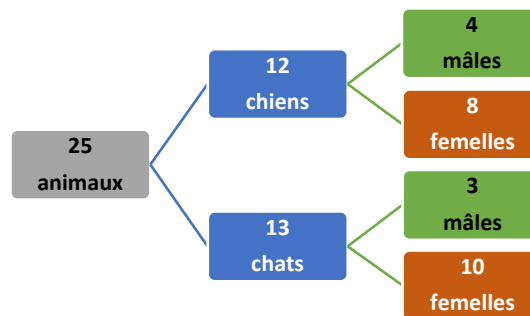


Figure 5 : les animaux inclus dans l'étude

Les renseignements de chaque animal (l'espèce, le sexe, l'âge, la race, motif de l'intervention.) sont cités dans l'ANNEXE IV.

2.2. Matériel d'anesthésie

- **La préparation (voie veineuse)**
 - Une tondeuse
 - Un garrot : il est utile pour réaliser la compression de la veine à ponctionner. Il est possible de se servir de simple élastique.
 - Un champ : il sert à maintenir le garrot bien serré.
 - Des compresses qui seront imbibées d'alcool à 70° pour la désinfection.
 - Alcool : à 70° pour la désinfection.
 - Le cathéter
 - Un ruban adhésif.
 - Un perfuseur.
 - Le soluté cristalloïde isotonique : (Na Cl 0,9%, Glucosée à 5%).
 - La potence : utile pour suspendre la perfusion.



Photo 1 : Echantillons des matériels et produits utilisés dans l'expérimentation

- **L'injection intraveineuse et/ou intramusculaire**

- Des seringues dont chacune est adaptée à la quantité de produit à injecter.
- Des aiguilles (le choix de l'aiguille dépend de la profondeur du muscle pour la voie IM).
- Les produits anesthésiques dont la dose est calculée et préparée à l'avance.
 - Kétamine : Ampoules de 1g/10ml ou 500mg/ml
 - Acépromazine : Flacon de 50mg/10ml
- Les anti-inflammatoires à propriété antalgique :
 - Dexametasone
 - phénylbutazone

2.3. Matériel médical

- **Stéthoscope**
- **Chronologie**

- **Thermomètre**

- Thermomètre électronique (indique une température comprise entre 32 et 42 °C).
- Utilisation par voie rectale ou sublinguale.
- Thermomètre à affichage digital.
- Champ d'erreur 0,1 degré

2.4. Logiciel : l'Excel 2013 a été utilisé pour les figures : 5-12

3. Méthode

3.1. Admission :

L'étude a été faite en deux endroits :

1. Au niveau de la clinique de l'Institut des Sciences Vétérinaire de l'Université de Blida 1.
2. Au niveau du centre hospitalier El Fayet Club.

Les animaux au niveau du centre hospitalier El Fayet Club sont en nombre de dix-sept(17) dont dix (10) chats et sept (7) chiens, tandis que ceux qui ont été opérés au niveau de la clinique universitaire sont en nombre de huit (8) dont trois (3) chats et Cinque (5) chiens. Voir (Figure 6).

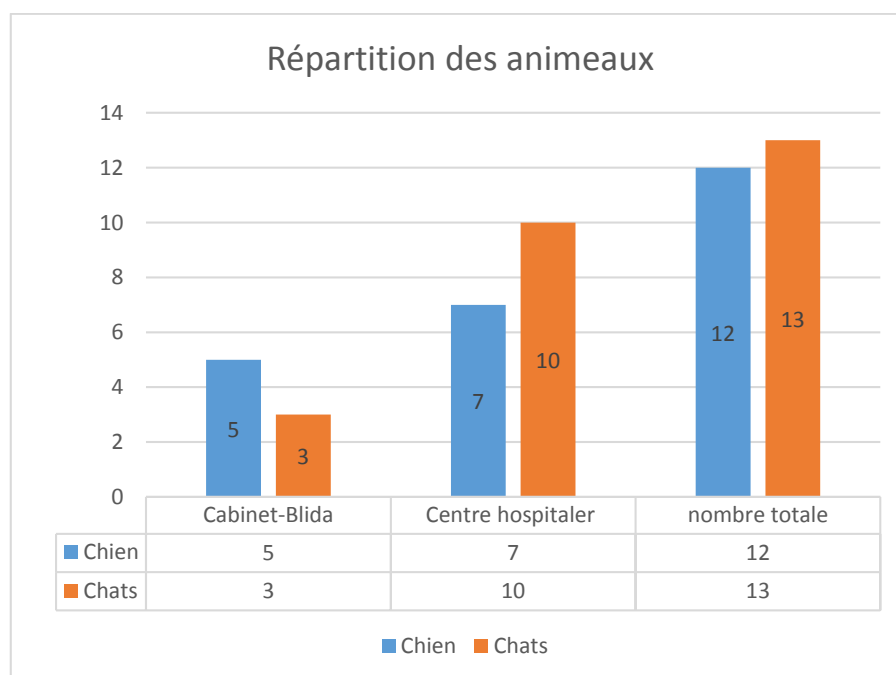


Figure 6 : la répartition des animaux selon le lieu de l'étude

3.2. Déroulement de l'étude

Un examen clinique complet de l'animal et un recueil de commémoratifs sont effectués avant toute inclusion dans l'étude. Les indications chirurgicales sont apportées dans le tableau 10 et l'ANNEXE IV.

Tableau 10 : la répartition des animaux selon l'indication chirurgicale

INDICATION CHIRURGICALE	Nombre des cas
OVARIECTOMIE	11 (44%)
KELOTOMIE	4 (16%)
ORCHIDECTOMIE	3 (12%)
OTECTOMIE	3 (4%)
CAUDECTOMIE	1 (4%)
AUTHEMATUM	1 (4%)
PROLAPSUS VAGINALE	1 (4%)
TUMEUR MAMMAIRE	1 (4%)

Après examen pré-anesthésique les animaux sont prémédiqués à l'aide de l'Acépromazine. L'animal est préparé et soumis à une anesthésie générale. L'induction et l'entretien sont ensuite réalisés à l'aide de la Kétamine (IM, IV).

La contention de l'animal pour l'injection de l'anesthésique (IM) se fait manuellement ou, dans le cas de certain chat agressif à l'aide d'une cage de contention (photo 2). Puis l'animal est fixé, à l'aide des cordes, en position dorsale ou ventrale sur la table opératoire (photo 3).



Photo 2 : La contention manuelle



Photo 3 : Utilisation de la cage de contention

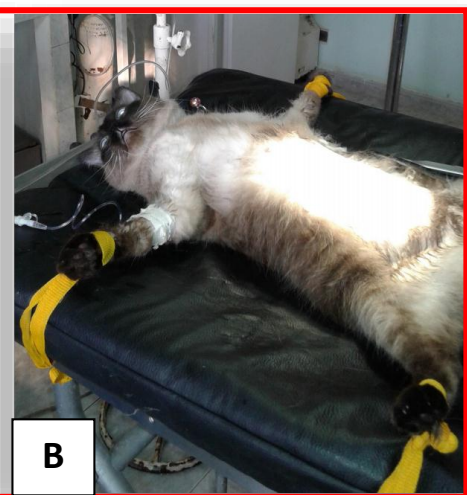


Photo 4 : Fixation de l'animal en position dorsale sur la table opératoire à l'aide des cordes de fixation.

Avant toute injection de produits, une mesure de paramètres précédemment cités est effectuée, les résultats obtenus sont considérés comme les valeurs de référence. Ce temps est appelé T0.

Les paramètres cardio-respiratoires (fréquence cardiaque et fréquence respiratoire) et la température rectale sont enregistrés toutes les 10 minutes : Donc T1= 10 min (après l'induction de l'anesthésie), T2= 20 min, T3= 30 min ... jusqu'à T20= 200 min après l'induction de l'anesthésie.

Pour chaque animal, une fiche de suivi est remplie dès son inclusion dans le protocole.

ANNEXE IV.

3.3. Les protocoles anesthésiques utilisés

Un seul protocole a été utilisé mais en deux façons différentes :

Méthode 1 : Clinique de l'institut vétérinaire -Blida- : après la contention de l'animal on utilise en premier temps l'acépromazine (nom commercial) en IM pour calmer l'animal ; C'est la prémédication.

L'induction se fait après en moyen 20 min (10 – 30 min) en injectant la kétamine (nom commercial) en IM

Le maintien de l'anesthésie (dans le cas des interventions d'une durée : $T \geq 50$ min) se réaliser par des injections répétées de la kétamine IV/IM (une ou deux injections) dès l'apparition des signes de réveil.

Des fois un anesthésique local (xylazine) est utilisé comme un analgésique dans certain cas comme les caudectomies par exemple.

Un ATB est administré à la fin de l'opération : c'est une antibiothérapie de couverture pour prévenir les complications infectieuses post-opératoires.

Méthode 2 : Centre hospitalier El Fayet Club -Alger- : presque le même protocole sauf que pour la prémédication l'acépromazine est administré en association avec la kétamine dans une seule seringue.

3.4. Paramètres étudiés

- **Fréquence cardiaque**

La mise de l'animal au repos pendant 10 à 15 minutes est fortement recommandée. La valeur initiale de la fréquence cardiaque est mesurée au cours de l'examen pré anesthésique. La capsule du stéthoscope est placée au niveau de 5^{ème} et 6^{ème} espaces intercostaux, à droite comme à gauche afin de prendre le rythme, l'intensité et la fréquence cardiaque. Cette dernière peut être évaluée par le pouls ou par une simple palpation du choc précordial.

En plein intervention et en premiers temps, la prise de la fréquence cardiaque pour certains cas était difficile à réaliser en raison de l'inaccessibilité au foyer cardiaque qui était enfermé dans le champ opératoire aseptique. L'enregistrement de la fréquence cardiaque pour chaque 10 min est porté sur les figures (7, 8, 9) et l'annexe V

La fréquence cardiaque normale chez chat est comprise entre 120 et 240 batms/min et chez le chien entre 60 et 180 btms/min.

- **Fréquence respiratoire**

Après avoir mettre au repos les animaux agités et stressés dès leurs arrivées, la fréquence respiratoire initiale est mesurée au cours de l'examen pré anesthésique. La surveillance clinique suppose l'observation des mouvements respiratoires (cage thoracique ou abdomen) pendant une minute. L'enregistrement de la fréquence respiratoire pour chaque 10 minutes est porté sur les figures (7, 8, 9) et l'annexe V.

La fréquence respiratoire normale chez chat et le chien est comprise entre 10 et 30 mvts/min.

- **Température rectale**

Cette fonction a été évaluée par un thermomètre digital. Cette méthode a présenté plusieurs défauts. Tout d'abord le chirurgien est souvent situé à l'arrière de l'animal.

De plus, le relâchement des sphincters permet l'entrée de l'air dans le rectum. La valeur de la température corporelle est donc sous-estimée et peu fiable. La technique consiste à introduire la capsule du thermomètre dans le rectum puis suivie par une simple application contre la paroi rectal au bout de quelque secondes. La valeur à retenir est celle indiquée sur l'écran dès que l'appareil sone. L'enregistrement de la température chaque 10 minutes est porté sur l'annexe....

Des fois l'animal est soumis au réchauffement artificiel à l'aide d'une couverture ou d'un chauffage qui ont pour objectif d'éviter l'hypothermie peropératoire (photo 5 et 6).



Photo 5 : réchauffement artificiel d'une chatte à l'aide d'une couverture

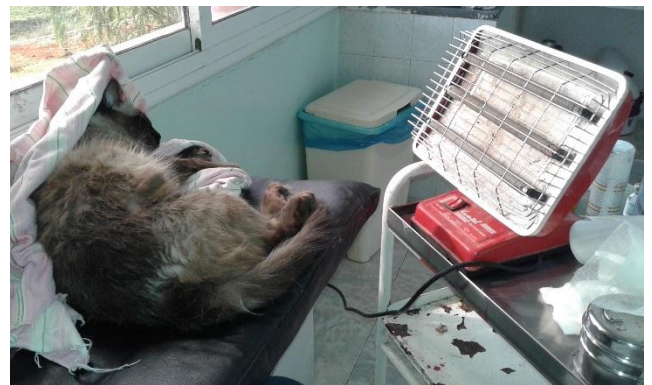


Photo 6 : réchauffement artificiel d'une chatte à l'aide d'un chauffage

La température normale chez le chat est comprise entre 38 et 39,2 °C et chez le chien entre 37,8 et 39,2 °C.

Résultats

4. Résultats

Pour faciliter le travail, les résultats sont divisés en 3 groupes selon la durée de l'intervention chirurgicale :

a)- les interventions de courte durée : $T \leq 40 \text{ min} \rightarrow$ (8 cas) (Figure 7)

b)- les interventions d'une durée moyenne : $40 \text{ min} < T \leq 90 \text{ min} \rightarrow$ (9 cas). (Figure 8)

c)- les interventions de longue durée : $90 \text{ min} < T \leq 200 \text{ min} \rightarrow$ (8 cas). (Figure 9)

a)- les interventions de courte durée : $T \leq 40 \text{ min} \rightarrow$ (8 cas)

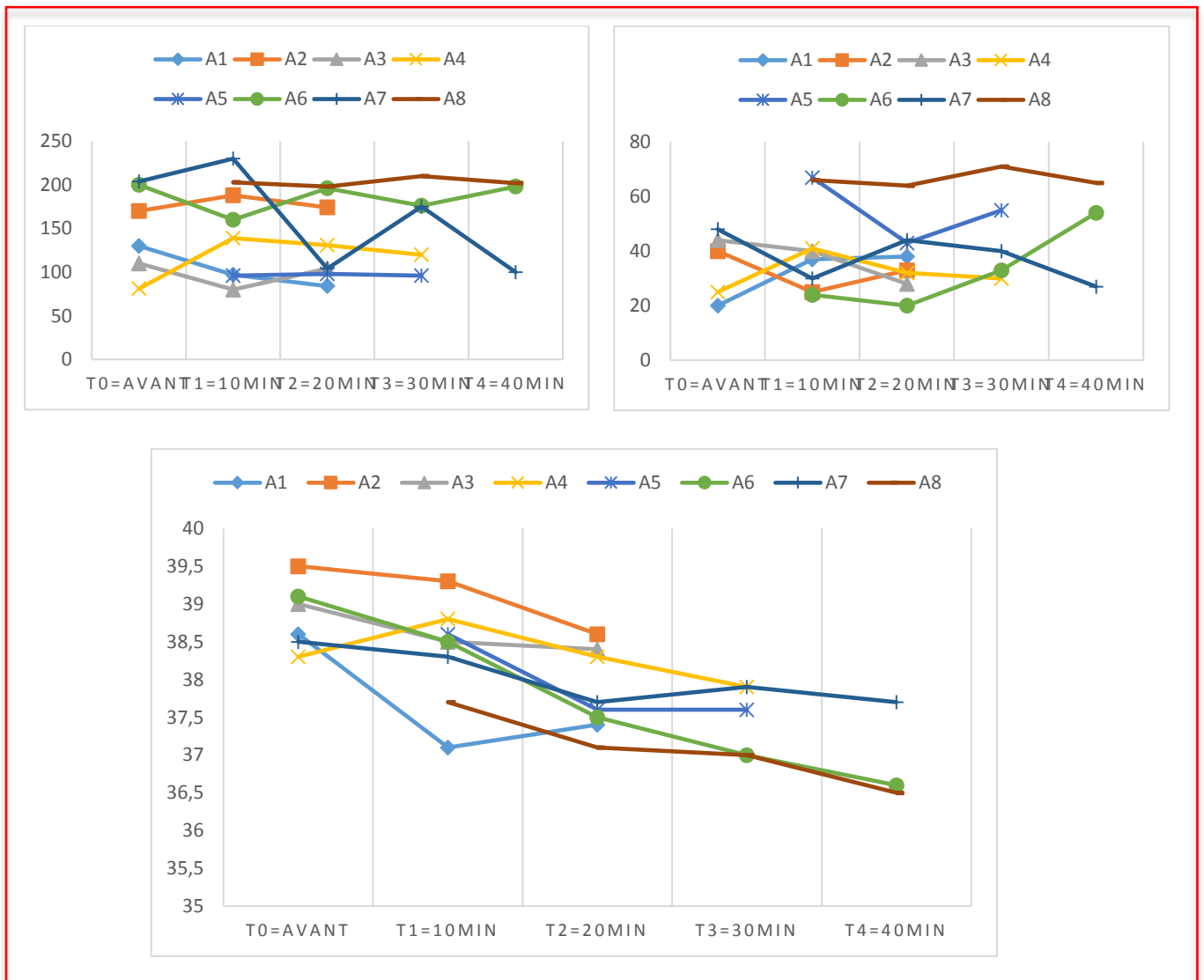


Figure 7 : Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 1

b)- les interventions d'une durée moyenne : $40 \text{ min} < T \leq 90 \text{ min} \rightarrow$ (9 cas).



Figure 8 : Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 2.

c)- les interventions de longue durée : 90 min < T ≤ 200 min → (8 cas).

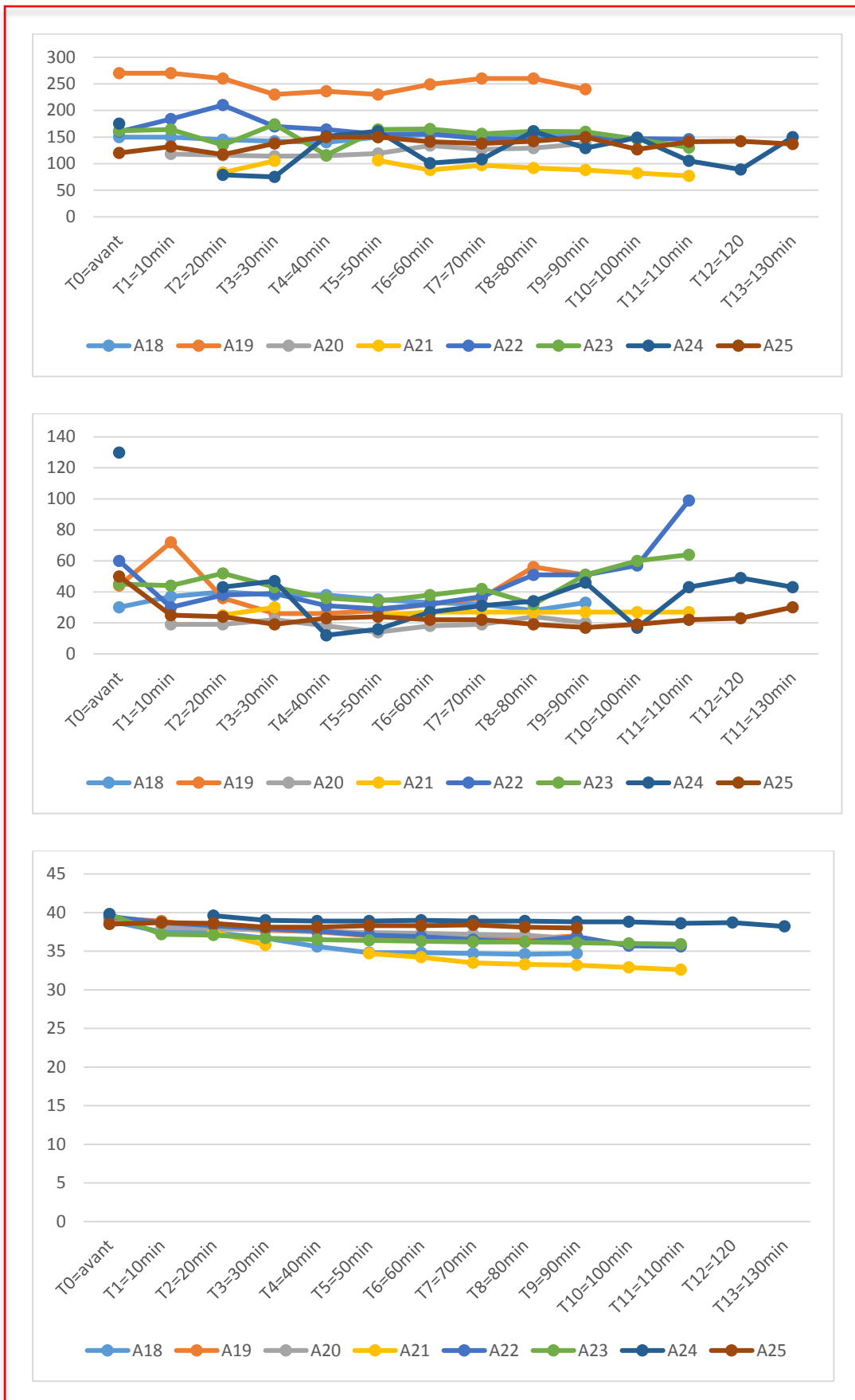


Figure 9 : Les différents paramètres enregistrés en chaque 10 min (FC, FR, TR) : groupe 3.

Discussion

5. Discussion

✚ La fréquence cardiaque :

Les valeurs moyennes de la fréquence cardiaque des 25 cas étudiés sont classées en trois groupes selon la durée de l'intervention chirurgicale, elles sont illustrées dans des graphiques (figure...).

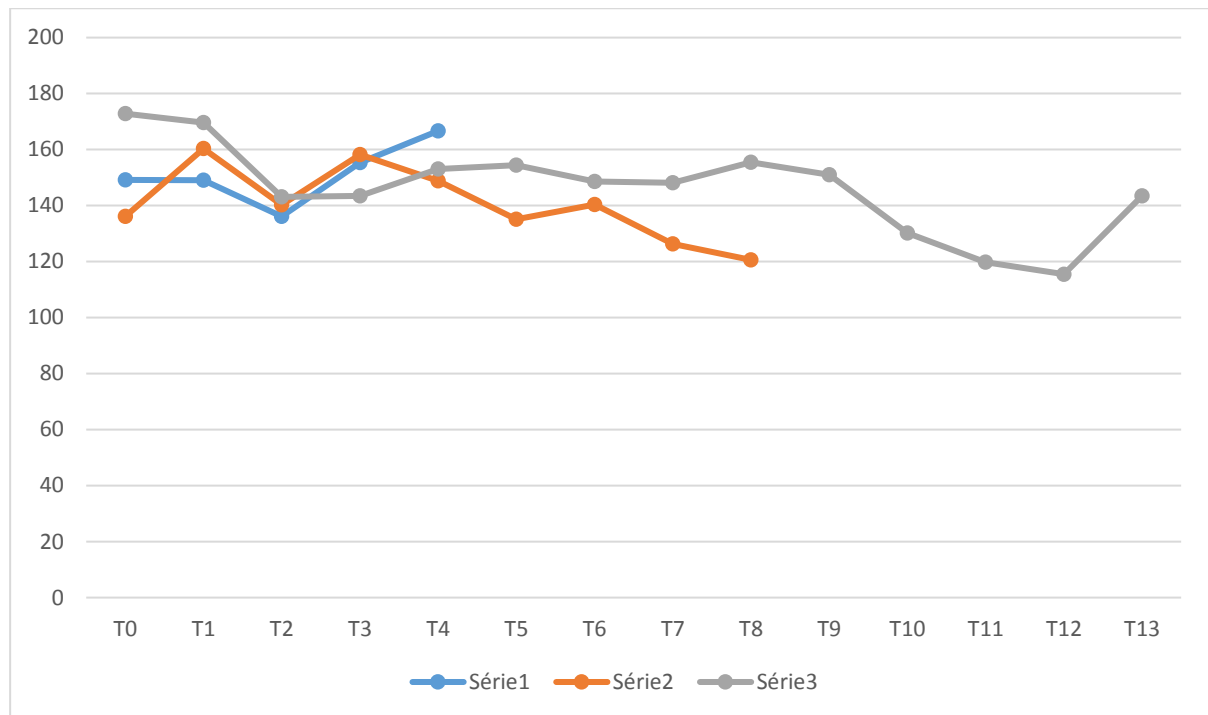


Figure 10 : Les moyennes de la Fréquence cardiaque (Btms/min) pour les trois groupes.

Sur cette figure (F.10) on a constaté que la FC reste presque stable avec une petite diminution que ce soit à T0 ou à T1 pour le groupe 1 et 3 ; tandis que la FC enregistrée chez le groupe 2 est en train d'augmenter (due à un acte chirurgicale et même L'injection intramusculaire peut être relativement douloureuse).

Cependant il y a une légère diminution de la FC à la fois dans les trois groupes entre le T1 et T2 cette diminution est peut être expliquée par l'effet de la kétamine qui a plutôt entraîné une baisse de la fréquence, probablement indirectement par la diminution de la douleur (Sethna NF, 1998) et à partir de T2 les valeurs sont augmentés jusqu'à T4 pour le groupe 1,3 et jusqu'à T3 pour le groupe 2.

L'augmentation de la FC peut être attribuée à la stimulation sympathique occasionnée par l'administration de la kétamine (Theibault, J. 1993. Booth, N.H, 1988). Cette augmentation peut être due à un niveau très superficiel de l'anesthésie.

A partir de T4 on constate une diminution de la FC semblable pour le groupe 2 et 3 jusqu'à la T12.

Les FC les plus élevées durant l'intervention (FC > 250 btms/min) sont enregistrées chez les deux chats européens (A10 et A19) et chez les chiens de la race Rottweiler (A7, A8, A12) (FC > 200 btms/min).

 **La fréquence respiratoire :**

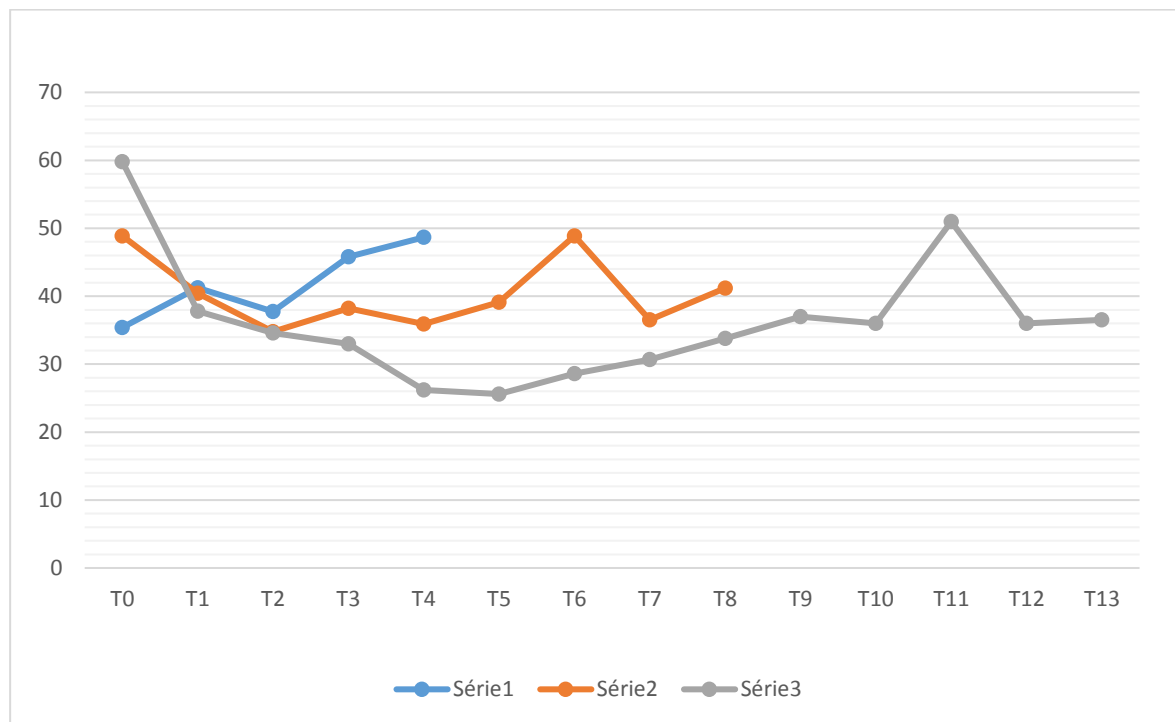


Figure 11 : Les moyennes de la Fréquence respiratoire (mvts/min) pour les trois groupes

Dans cette figure (F.11) on constate **une différence significative** des moyennes de la FR entre le groupe 1 qui est en train d'augmenter par rapport aux deux autres groupes (2 et 3) à partir de T0 à T1 et de T3 à T4, cela à cause de nos résultats expérimentaux qui ne sont pas uniformes en ce qui concerne la FR.

Les groupes 2 et 3 montrent des valeurs élevées des paramètres dans le 1^{er} examen clinique justifiées par l'état excitant de l'animal lors de sa présentation dans la salle de consultation.

A partir de T1 la fréquence respiratoire diminue jusqu'à T5 à cause de l'effet de la kétamine qui entraîne une dépression respiratoire liée à la dose, qui peut conduire à un arrêt respiratoire, en particulier chez le chat (Mansour A, 2014).

A partir de T5 ces valeurs remontent chez les groupes (2 et 3). Cette augmentation peut être due à un niveau très superficiel de l'anesthésie.

✚ La température :

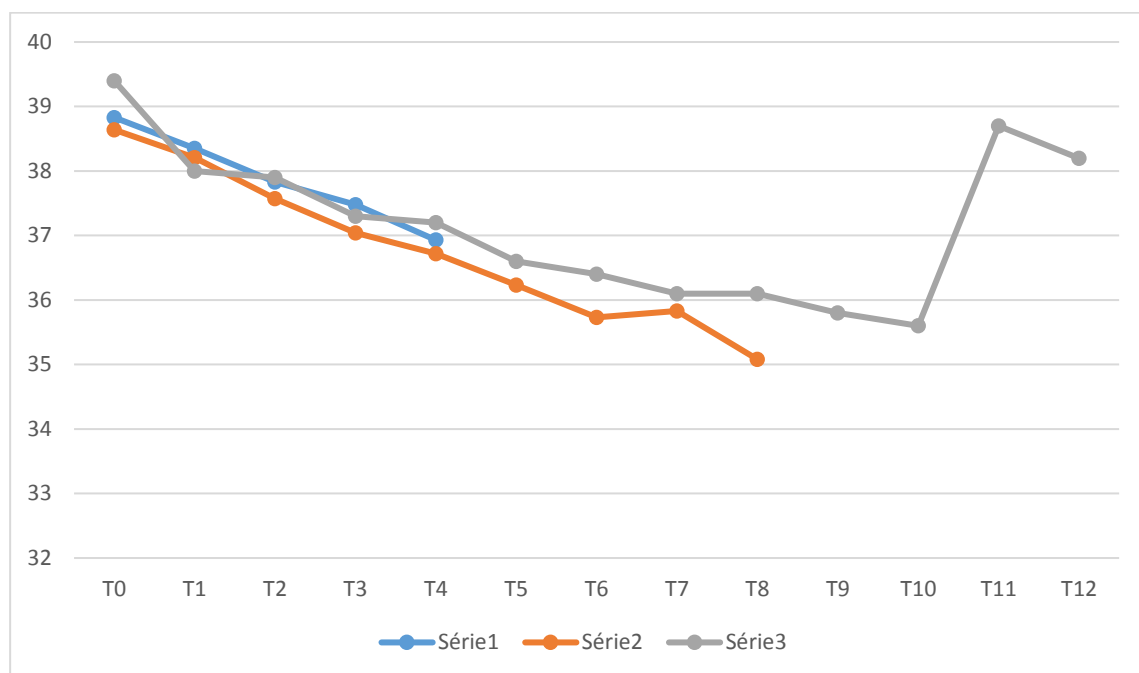


Figure 12 : Les moyennes de la température rectale (°C) pour les trois groupes

Sur cette figure (F.12) on constate que les trois groupes indiquent les moyennes de température quasi semblables. Chaque groupe a amené une diminution de la température corporelle par rapport à la température normale : chien 37,8-39,2 / chat 38-39,2 (Diluca C, 2003. Mathews K.A, 2000).

Les animaux anesthésiés ont du mal à réguler leur température et se retrouvent facilement en hypothermie surtout s'ils sont de petite taille.

Cela est s'expliquer par le fait que la kétamine cause des perturbations de la thermorégulation (Peeters, M.N, 1998 et Hobbs, B.A et inl. 1991).

Conclusion

Conclusion

Notre étude nous a permis d'atteindre les objectifs souhaités de l'anesthésie générale (profondeur et myorelaxation) et de constater à travers l'expérimentation que l'anesthésie générale a un effet direct sur les paramètres biologiques (FC, FR, et TR).

Elle provoque l'installation d'une hypothermie per anesthésique (le plus souvent modérée 34 à 35 °C) et de diminuer les paramètres respiratoire et cardiovasculaire.

Car ces paramètres (FC, FR) remontent lors de phénomène douloureux, ou tout simplement lors de réveil de l'animal.

Recommendation

Recommandation

Il serait intéressant de poursuivre ce travail en étudiant l'influence de l'anesthésie générale sur d'autres paramètres : les différents paramètres cardio-vasculaires (débit cardiaque, rythme, pression artérielle), les paramètres respiratoires (PO₂, PCo₂, le rythme respiratoire) et la profondeur de l'anesthésie. Ainsi que de comparer l'effet des différents protocoles anesthésiques sur ces paramètres.

En plus d'une surveillance pré et per-interventionnelle des grandes fonctions et de l'état de conscience de l'animal, une surveillance continue post-interventionnelle est recommandée.

A terme, cette étude pourrait être élargie aux possibles à fin d'utiliser le monitoring de la profondeur d'anesthésie en per-opératoire, de la cardiographie et de la pression artérielle.

Références Bibliographiques

Références bibliographiques :

Anne- Marie C ; Daphnée V. anesthésie des grands animaux. Université LAVAL

Bednarski, R. et al. AAHA anesthesia guidelines for dogs and cats. Journal of the American Animal Hospital Association. (2011), 47, p. 377-385.

Beths T, Pydendop B. Les techniques d'anesthésie injectable. Point Vét. 2007,38, NS, 57-62.

Bonath, K Halothane inhalation anesthesia in reptiles and its clinical control. Int. Zoo Yearb., 1979, 19, 112-125.

BOOTH, N.H., JERNIGAN, A.D., WILSON, R.C., HATCH, R.C. et AKBARI, A. Comparative pharmacokinetics of yohimbine in steers, horses and dogs. Can. J. Vet. Res. 1988; 52: 172-176.

Brodbelt, D. Risk factors for anesthetic-related death in dogs: results from the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities (CEPSAF). Journal of the American Veterinary Medical Association. (2007).

Camus Y, Delva E, Lienhart. A Hypothermie peropératoire non provoquée chez l'adulte. Encycl Méd Chir (Elsevier, Paris). Anesthésie-Réanimation, 2007, 36-413-A-10.

Catudal A M et Veilleux-Lemieux D Direction des services vétérinaires, université Laval, anesthésie des grands animaux.2009.

Clarke KW, (2001) Veterinary anaesthesia.

Coppens. Eléments d'anesthésie des carnivores domestiques. La dépêche vétérinaire, supplément technique, 1994, n°36, 34 p.

Cuvelliez, S. et al. Anesthésie : définition, risque et responsabilité. Le Point Vétérinaire. (2007), Vol. 38, NS, pp. 9-11

Desbois C, Troncy E. Principes généraux de l'anesthésie volatile. Point Vét. 2007, 38, NS, 75-80.

Desbois C, Troncy E. Principes généraux de l'anesthésie volatile. Point Vét. 2007, 38, NS, 75-80.

Donati, A. et al. A new and feasible model for predicting operative risk. British Journal of Anaesthesia. (2004), 93, pp. 393–399.

El waki A.L Ph.D. Institut de Pharmacologie Moléculaire et Cellulaire CNRS UMR 6097 France, Formation à l'Expérimentation Animale 2009-2010.

FARGES.C.2012. Étude sur la pratique et les moyens mis en œuvre pour l'anesthésie des chiens – résultats d'une enquête en ligne auprès des vétérinaires praticiens français. p 28/29 p 54,55

FLECKNELL, P.A. Laboratory animal anesthesia. Toronto, Ont.: Academic Press, 1987.

- Fusciardi J, Lebrun F** Conséquences de l'hypothermie peropératoire. In: Sfar, Ed. Conférences d'actualisation. Congrès national d'anesthésie et de réanimation. Paris : Elsevier ; 1998.p 162-79
- Hall L.W,** Clarke K.W, Trim C.M. (2001) Principles of sedation, analgesia and premedication. In Veterinary anaesthesia 10th edition, W.B. SAUNDERS, London. 75-112.
- Hosgood, G. and Scholl, D. T.** Evaluation of age as a risk factor for perianesthetic morbidity and mortality in the dog. Journal of Veterinary Emergency and Critical Care. (1998), 8, pp. 222-236
- HRAPKIEWICZ, K.L., STEIN, S. ET SMILER, K.L.** A new anesthetic agent for use in the gerbil. Lab. Anim. Sci. 1989; 39: 338-341.
- IULIAN.V.**2011. Recherche sur l'influence des anesthésiques par inhalation en narcose chez le chien, (Résumé de la thèse Ph.D.)p308/309.
- Joaquin.J ; Sopena.J ; et al.** 2013. Traitement des plaies et chirurgie réparatrice chez le chien et le chat.p39-47
- Kästner S.B.R** Intravenous anaesthetics. In Seymour C, Duke-Novakovski T, BSAVA Manual of canine and feline anaesthesia and analgesia Second edition, British Small Animal Veterinary Association, Gloucester. 2007, 133-149.
- Kirere M** Épidémiologiste, Agrégé de l'Enseignement Secondaire Supérieur en Sciences Sanitaires et Hospitalières cours d'anesthésie et réanimation 2005,37-38.
- Kona-Boun J.J.** Les moniteurs non invasifs de surveillance anesthésique. Point Vét. 38,2007, NS, 123-129.
- LABRUYÈRE M et al,** Étude de l'exposition professionnelle à l'isoflurane dans la pratique de l'anesthésie vétérinaire à l'école nationale vétérinaire d'Alfort. 2013 p 19/20
- Lamarre, J.** Enjeux psychologiques de l'euthanasie des carnivores domestiques : point de vue de l'étudiant vétérinaire. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil, 74p. (2011).
- Lemke K.A.** (2007) Anticholinergics and sedatives. In Tranquilli W.J, Thurmon J.C, Grimm K.A. Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia. Fourth Edition, Blackwell Publishing. Iowa. 203-239.
- Louville.Y.** Physiologie circulatoire et ventilatoire anesthésie-reanimation, 1994, P 206.
- Lukasik V.M.** (1999) Premedication and sedation. In Seymour C, Gleed R, Manual of small animal Anaesthesia and analgesia, British Small Animal Veterinary Association, Gloucester. Part2, The pharmacological basis of anaesthesia and analgesia, 71-81, 84.
- Mansour A.** Evaluation de la prémédication anesthésique et de la réanimation, 2013_2014.
- MARCENAC N.** 1951 Démonstrations : Méthodes actuelles pratiques d'anesthésie. Recueil de médecine vétérinaire, 127, 887-899.
- MAREL J. BILLE C** Mortalité per-anesthésique chez le chien e

Mickaël Gérard FABRE; Evaluation d'un protocole anesthésique incluant le propofol pour la réalisation de lavages broncho-alvéolaires chez le chien et chez le chat; 2006]

Muir, w. w. considerations for general anesthesia. in tranquilli w. j., thurmon j. c., grimmk. a., lumb and jones' veterinary anesthesia and analgesia, fourth edition, chapter 2. (2007).

New classification of physical status. Anesthesiology ; 1963 ; 24-111

Pydendop B. (2007) Les molécules de l'anesthésie fixe. Point Vét 38, NS, 63-66.

Reid J, Nolan A.M., (1999) Intravenous Anaesthetics. In Seymour C, Gleed R, Manual of small animal anaesthesia and analgesia, British Small Animal Veterinary Association, Gloucester. Part2, The pharmacological basis of anaesthesia and analgesia, 88-95.

S, Junot. Particularités de l'anesthésie chez les carnivores domestiques : Anesthésiologie. 21/11/11 - CM n°13

SALM J. Évaluation d'un protocole d'anesthésie générale intraveineuse à l'alfaxalone chez le chien : étude préliminaire ; 2010 ; p33.

Sethna NF, Liu M, Gracely R, et al. Max. Analgesic and cognitive effects of intravenous ketamine-alfentanil combinations versus either drug alone after intradermal capsaicin in normal subjects. Anesth Analg 1998; 86: 1250-6.

Thurmon, J. C. and Short, C. E. History and overview of veterinary anesthesia. *In Tranquilli W. J., Thurmon J. C., Grimm K. A., Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia, Fourth Edition, Chapter 1.* (2007).

TRONCHE M. mise en place de travaux pratiques afin d'enseigner une anesthésie adaptée dans les formations à l'utilisation des animaux à des fins scientifiques : exemple des rongeurs. 2013 p 16

Wolters, U. et al. ASA classification and perioperative variables as predictors of post-operative outcome. British Journal of Anaesthesia. (1996), 77, pp. 217–222.

Annexes

ANNEXE I : site d'action des anesthésiques et des analgésies

PERCEPTION

Pour altérer la perception :

- Alpha-2 agonistes
- Phénothiazines
- Benzodiazépines
- Opioïdes
- Anesthésiques par injection
- Anesthésiques par inhalation

TRANSMISSION ET MODULATION SYNAPTIQUES

Pour inhiber la sensibilisation centrale :

- Alpha-2 agonistes
- Opioïdes
- Antagonistes NMDA (kétamine)
- Anti-inflammatoires non stéroïdiens (AINS)

CONDUCTION DE L'INFLUX NERVEUX

Pour inhiber directement la propagation de l'influx nerveux et limiter indirectement la sensibilisation du système nerveux central :

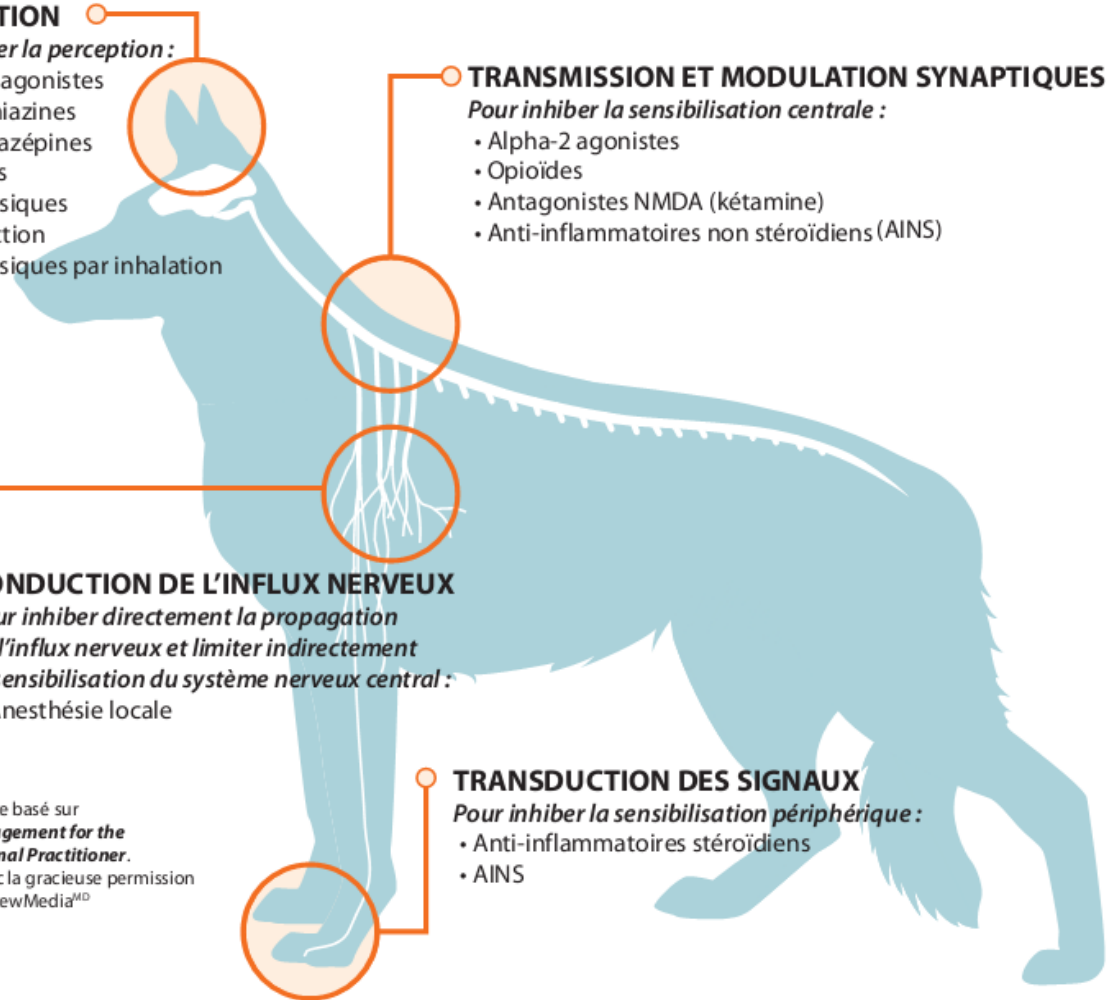
- Anesthésie locale

TRANSDUCTION DES SIGNAUX

Pour inhiber la sensibilisation périphérique :

- Anti-inflammatoires stéroïdiens
- AINS

Diagramme basé sur
*Pain Management for the
Small Animal Practitioner.*
Utilisé avec la gracieuse permission
de Teton NewMedia^{MD}



ANNEXE II : Exemples de protocoles d'anesthésie et de gestion de la douleur chez les chats et les chiens en bonne santé

Chats

INTERVENTION CHIRURGICALE	GESTION PRÉOPÉRATOIRE	GESTION PEROPÉRATOIRE	GESTION POSTOPÉRATOIRE ¹	COMMENTAIRES ²
CASTRATION (Protocole 1)	Prémédication • Acépromazine : 0,1-0,2 mg/kg, IM • Butorphanol : 0,2-0,4 mg/kg, IM	Induction et entretien • Kétamine : 10-15 mg/kg, IM	• Kétoprofène : 2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil	Douleur légère
OVARIO-HYSTÉRECTOMIE (Protocole 1)	Prémédication • Acépromazine : 0,1-0,2 mg/kg, IM • Hydromorphone : 0,05-0,1 mg/kg, IM	Induction • Thiopental : 8-12 mg/kg, IV jusqu'à l'effet Entretien • Isoflurane : 1,5-2 %	• Kétoprofène : 2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Kétoprofène : 1 mg/kg, PO une fois par jour pendant 2 à 4 jours	Douleur modérée Certains patients auront besoin de doses additionnelles d'opioïdes après l'opération.
ONYCHECTOMIE La chirurgie doit être considérée comme le dernier recours aux problèmes de comportement ou lorsqu'il existe un risque de zoonose. <i>Onychectomie (dégriffage) des chats domestiques</i> www.veterinairesaucanada.net	Prémédication • Dexmédétomidine : 0,008-0,012 mg/kg, IM • Hydromorphone : 0,05-0,1 mg/kg, IM • ± Glycopyrrrolate : 0,01 mg/kg, IM	Induction • Propofol : 2-3 mg/kg, IV jusqu'à l'effet Entretien • Isoflurane : 1-1,5 % • Bloc des nerfs digitaux Bupivacaïne 0,5 % : 0,3-0,6 ml/patte Ne pas dépasser une dose totale de 2 mg/kg.	• Méloxicam : 0,2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Méloxicam : 0,05 mg/kg, PO une fois par jour pendant 2 à 4 jours	Douleur modérée Le blocage des nerfs réduit les besoins en anesthésiques et améliore l'analgesie. La plupart des patients auront besoin de doses additionnelles d'opioïdes après l'opération.



¹ Un autre AINS homologué pour usage chez les chats peut remplacer le kétoprofène ou le méloxicam.

² La sévérité de la douleur varie selon l'animal individuel et le degré du traumatisme chirurgical et de l'inflammation.

Chiens

INTERVENTION CHIRURGICALE	GESTION PRÉOPÉRATOIRE	GESTION PEROPÉRATOIRE	GESTION POSTOPÉRATOIRE ¹	COMMENTAIRES ²
CASTRATION (Protocole 1)	Prémédication • Acépromazine : 0,05-0,1 mg/kg, IM • Butorphanol : 0,2-0,4 mg/kg, IM	Induction • Propofol : 4-6 mg/kg, IV jusqu'à l'effet Entretien • Isoflurane : 1,5-2 %	• Méloxicam : 0,2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Méloxicam : 0,1 mg/kg, PO une fois par jour pendant de 2 à 4 jours	Douleur légère
OVARIO-HYSTÉRECTOMIE (Protocole 1)	Prémédication • Acépromazine : 0,05-0,1 mg/kg, IM • Hydromorphone : 0,05-0,1 mg/kg, IM	Induction • Thiopental : 8-12 mg/kg, IV jusqu'à l'effet Entretien • Isoflurane : 1,5-2 %	• Méloxicam : 0,2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Méloxicam : 0,1 mg/kg, PO une fois par jour pendant 2 à 4 jours	Douleur modérée Certains patients auront besoin de doses additionnelles d'opioïdes après l'opération.
DENTISTERIE AVEC EXTRACTION D'UNE CANINE SUPÉRIEURE	Prémédication • Hydromorphone : 0,05-0,1 mg/kg, IM	Induction • Diazépam : 0,2-0,3 mg/kg, IV • Kétamine : 4-6 mg/kg, IV Entretien • Isoflurane : 1-2 % • Bloc du nerf infra-orbitaire Bupivacaïne 0,5 % : 0,5-1 ml Ne pas dépasser une dose totale de 2 mg/kg.	• Méloxicam : 0,2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Méloxicam : 0,1 mg/kg, PO une fois par jour pendant 2 à 4 jours	Douleur modérée Le blocage des nerfs réduit les besoins en anesthésiques et améliore l'analgesie. Certains patients auront besoin de doses additionnelles d'opioïdes après l'opération.
RÉPARATION DES LIGAMENTS CROISÉS	Prémédication • Hydromorphone : 0,05-0,1 mg/kg, IM	Induction • Diazépam : 0,2-0,3 mg/kg, IV • Kétamine : 4-6 mg/kg, IV Entretien • Isoflurane : 1-2 % • Anesthésie épidurale (lombosacrée) Bupivacaïne 0,5 % : 1 ml/5 kg Morphine 2,5 % : 0,2 mg/kg	• Méloxicam : 0,2 mg/kg, SC immédiatement après le réveil • Méloxicam : 0,1 mg/kg, PO une fois par jour pendant de 4 à 6 jours	Douleur modérée Le blocage des nerfs réduit les besoins en anesthésiques et améliore l'analgesie. La plupart des patients auront besoin de doses additionnelles d'opioïdes après l'opération.



¹ Un autre AINS homologué pour usage chez les chiens peut remplacer le méloxicam ou le carprofène.

² La sévérité de la douleur varie selon l'animal individuel et le degré du traumatisme chirurgical et de l'inflammation.

ANNEXE III : Complication possibles et actions à prendre (Anne-Marie, C et Daphnée, V).

Complication	Causes	Traitements
Hypotension	<p>1 – Vasodilatation périphérique : ACP, isoflurane, propofol, hypercapnie, hypoxémie, hyperthermie, endotoxémie, septicémie, Rx anaphylactique</p> <p>2 - Diminution du retour veineux : augmentation de la pression intrathoracique (ventilation contrôlée), augmentation de la pression abdominale (insufflation pour laparoscopie), hémorragie, changement de position, inclinaison de l'animal prononcée (>30°)</p> <p>3 - Baisse de la contractilité cardiaque : antibiotiques (pénicilline potassique, céphalosporine, gentamicine), isoflurane (léger), barbiturique et propofol</p>	<p>1 - Éliminer la cause</p> <p>2 - Diminuer la profondeur d'anesthésie (↓ l'iso, antagoniser injectables).</p> <p>3 - Fluides isotoniques ou colloïdes</p> <p>4 - Inotrope + et chronotropes + (dobutamine, dopamine, épinéphrine)</p>
Bradycardie	<p>1 - Plan anesthésique trop profond</p> <p>2 - Tonus vagal excessif : intubation endotrachéale, traction sur les viscères, traction ou pression sur le globe oculaire, opioïdes, anticholinestérasés, atropine à très petite dose.</p> <p>3 - Diminution du tonus sympathique : xylazine, barbituriques...</p> <p>4 - Hypothermie</p> <p>5 - Déséquilibres électrolytiques et métaboliques</p>	<p>(lorsque la pression artérielle est affectée significativement) :</p> <p>1 - Anticholinergiques</p> <p>2 - Inotropes</p> <p>3 - Fluides</p> <p>4 - Arrêt de la stimulation sur le viscère</p> <p>5 - Réchauffer le patient</p>
Tachycardie	<p>1 - Physiologiques : douleur, plan anesthésique trop léger, excitation à l'induction</p> <p>2 - Pathologiques : hypoxémie, hypercapnie, hypotension, intubation endotrachéale, fièvre, insuffisance cardiaque congestive</p> <p>3 - Médicamenteuses : atropine, kétamine, épinéphrine, dopamine, dobutamine</p>	<p>1 - Éliminer la cause (stimulus douloureux, hypercapnie, hypoxémie)</p> <p>2 - Vérifier la profondeur d'anesthésie avec les réflexes et autres paramètres</p> <p>3 - Arrêter les drogues inotropes</p>
Apnée ou bradypnée	<p>1 - Absence de stimulation si hypocapnie (hyperventilation)</p> <p>2 - Contrôle nerveux central inactif/déprimé sévèrement : ex. anesthésie trop profonde</p> <p>3 - Œdème cérébral</p> <p>4 - Hypothermie sévère</p> <p>5 - Problème métabolique sévère</p>	<p>1 - Diminuer l'anesthésie si possible</p> <p>2 - Ventiler manuellement à fréquence très lente</p> <p>3 - Réchauffer le patient</p>
Tachypnée	<p>1 - Acidose respiratoire ou métabolique</p> <p>2 - Hypotension</p> <p>3 - Douleur</p>	<p>1 - Corriger l'hypotension</p> <p>2 - Cesser le stimulus douleur/donner analgésique</p>
Respiration diaphragmatique	<p>1 - Anesthésie trop profonde.</p> <p>2 - Lésion ME cervicale sans atteinte au nerf phrénique.</p>	<p>1 - Diminuer l'anesthésie.</p>

ANNEXE III (suite) : Complications possibles et actions à prendre (Anne-Marie, C et Daphnée, V)


<p>Hypoventilation : (hypercapnie – Sx cliniques : ↓ FR ou respiration superficielle et rapide, muqueuses rouges foncées (vasodilatation importante), légère tachycardie, hypoxémie possible):</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Agents anesthésiques (volatils surtout) 2 - Obstruction partielle des voies respiratoires 3 - Restriction des mouvements de la cage thoracique (pression par chirurgien ou instruments) 4 - Expansion diaphragmatique limitée (pression abdominale ↑) 5 - Expansion pulmonaire limitée (effusion pleurale) 6 - Mauvais fonctionnement de l'appareil d'anesthésie : chaux à CO2 périmée, mauvais fonctionnement ou absence de valve unidirectionnelle, espace mort excessif (tube ET trop long, trop long de tuyau entre le patient et la machine). 	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Si peu sévère, assister la ventilation spontanée 2 - Diminuer la profondeur anesthésique 3 - Contrôler la ventilation 4 - Retirer la pression thoracique ou abdominale.
<p>Cyanose</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Tube endotrachéal mal positionné : œsophage, bronche, etc. 2 - Tube endotrachéal obstrué ou plié 3 - Aucune entrée d'oxygène : réservoir vide, branchement défectueux, valve collée, etc . 4 - Obstruction des voies respiratoires supérieures ou intrathoracique 5 - Hémorragie ou obstruction veineuse 	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Vérifier l'apport en oxygène (cylindre vide ou branchement défectueux à la ligne centrale d'O2) 2 - Vérifier l'ajustement des débitmètres 3 - Vérifier la fonctionnalité du tube endotrachéal (débranché, plié, inséré dans une bronche) 4 - Administrer de l'oxygène 5 - Augmenter la ventilation (fréquence et débit)
<p>Hypoxie</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Tube endotrachéal mal positionné : œsophage, bronche, etc. 2 - Tube endotrachéal obstrué ou plié 3 - Aucune entrée d'oxygène : réservoir vide, branchement défectueux, valve collée, etc. 4 - Obstruction des voies respiratoires supérieures ou intrathoracique 5 - Dépression respiratoire : curare, morphiniques et hypnotiques 6 - Embolie pulmonaire 	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Vérifier le système d'anesthésie (branchement à la source d'O2, fuites, valves) 2 - Vérifier l'ajustement des débitmètres 3 - Augmenter la fréquence respiratoire 4 - Éliminer les causes thoraciques (compression, pneumothorax, pneumonie)
<p>Réveil inopiné du patient</p>	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Agents anesthésiques insuffisants (dose trop faible ou fuites de gaz). 	<ol style="list-style-type: none"> 1 - Vérifier niveau d'agent anesthésique et O2 restant 2 - Vérifier pour fuites : machine, embranchement machine -tube endotrachéal, suspecter le ballonnet... 3 - Augmenter l'anesthésie 4 - Vérifier la date d'expiration des produits utilisés.


ANNEXE IV : Récapitulatif représentant les éléments d'information des animaux étudiés

N	Lieu	Espèce	Sexe	Age (pds)	Race	Motif	Note
1	A= Alger	CN = (Chien)	F	9 mois	Dogue Argentin	PROLAPSUS VAGINALE	Animal sain ne présente aucune pathologie cliniquement décelable (AS)
2	A	CT=Chat	M	9 mois	Européenne	ORCHIDECTOMIE	AS
3	A	CT	M		Européenne	ORCHIDECTOMIE	AS
4	A	CN	F	5 mois	Dogue Argentin	OTECTOMIE	AS
5	A	CT	F	15 mois	Européenne	OVARIECTOMIE	Vaccinée/Gestante (après ouverture)
6	A	CN	F	1 mois et demi	Cane corso	KELOTOMIE	AS
7	A	CN	F	4 mois	Rottweiler	CAUDECTOMIE	AS
8	A	CN	F	2mois et demi	Rottweiler	CAUDECTOMIE	Ni vermifuger ni vacciner
9	B= Blida	CN	M	8 mois	Pit-bull	OTECTOMIE	Vacciné contre CHLP non vacciné contre la rage
10	A	CT	F	6 mois	Européenne	OVARIECTOMIE	AS
11	A	CT	F	8 mois	Européenne	OVARIECTOMIE	AS Vacciner / Non vermifuger /
12	A	CN	M	2 mois	Rottweiler	KELOTOMIE / Ablation d'ergot	AS T5 et T6 : btms irréguliers
13	B	CT	M	3,5 ans (3-4 kg)	Européenne	ORCHIDECTOMIE	AS /Non vacciné/Non vermifuger /Subluxation du cristalin. Injection Kétamine : après T= 20 min
14	B	CN	M	2 mois (5 kg)	Croisée	KELOTOMIE	AS /Non vacciné. Injection Kétamine : après T= 20 min
15	B	CN	F	2 mois (5 kg)	Croisée	KELOTOMIE	AS /Non vacciné. injection Kétamine : avant T= 20 min
16	A	CT	F	?	Européenne	OVARIECTOMIE	AS. Injection kétamine (IM) avant T= 20 min
17	A	CT	F	14 mois	Européenne	OVARIECTOMIE	AS.
18	B	CT	F	12mois	Européenne croisée	OVARIECTOMIE	AS /Non vacciné.
19	A	CT	F	3,5 ans	Européenne	OVARIECTOMIE	AS.
20	A	CN	F	2,5 ans	?	OVARIECTOMIE	AS. Injection (IV) kétamine : T= 30,50 et 80 min
21	A	CT	F	8 ans (7 kg)	Siamoise	OVARIECTOMIE	Injection kétamine (0,3cc) à T= 20 min ATB locale (Clamoxyl) à T=70 min (IM)
22	A	CT	F	?	Européenne	OVARIECTOMIE	Injection kétamine après T0 (avec l'acépromazine) et à T= 50 et 80 min
23	B	CT	F	1 an (3 kg)	Européenne	OVARIECTOMIE	Injection acépromazine après T0 Injection kétamine (IM) : T1 et T3
24	B	CN	M	3 ans et 2 mois (40 kg)	Berger Allemand	AUTHEMATUM	Otite chronique (œil droite) /vermifugé /vacciné. Authematum depuis un mois. 1- Animal hyper excité avant l'anesthésie 2- Injection kétamine : T4 et T10
25	B	CN	F	5-6 ans	Berger Allemand	ABLATION D'UNE TUMEUR MAMMAIRE	AS. Jamais vacciné.

21	FC			83	105		106	88	97	92	88	82	77									
	FR			25	30		25	27	27	27	27	27	27									
	TR			37,5	35,8		34,7	34,2	33,5	33,3	33,2	32,9	32,6									
22	FC	160	184	210	170	164	155	156	147	145	150	147	146									
	FR	60	30	38	39	31	29	32	37	51	51	57	99									
	TR	39,5	38,7	38,3	37,9	37,6	37,1	36,9	36,5	36,2	36,9	35,7	35,6									
23	FC	162	164	135	174	116	164	165	156	161	160	146	130									
	FR	45	44	52	48	36	34	38	42	32	51	60	64									
	TR	39,8	37,2	37,1	36,7	36,5	36,4	36,3	36,2	36,2	36,1	36	35,9									
24	FC	175		79	75	151	161	101	108	161	129	149	105	89	150							
	FR	130		43	47	12	16	27	31	34	46	17	43	49	43							
	TR	39,8		39,6	39	38,9	38,9	39	38,9	38,9	38,8	38,8	38,6	38,7	38,2							
25	FC	120	132	117	138	150	150	141	138	142	150	127	141	142	137	145	141	147	160	155	164	170
	FR	50	25	24	19	23	24	22	22	19	17	19	22	23	30	22	24	24	22	22	19	22
	TR	38,5	38,7	38,6	38,1	38,1	38,3	38,3	38,4	38,1	38										37,6	37,6

 Interventions de courte durée (8 animaux [N : 1-8]).

 Interventions d'une durée moyenne (9 animaux [N : 9-17]).

 Interventions de longue durée (8 animaux [N : 18-25]).

N= Numéro de l'animal **P**= Paramètre physiologique enregistré **T**= Temps

FC : fréquence cardiaque (btms/min).

FR : fréquence respiratoire (mvts/min).

TR : température rectale (°C).