



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

L'anesthésie volatile chez le chien
(Enquête de terrain et réalisation technique d'une anesthésie volatile)

Présenté par
SELLOUMA Fatima

Soutenu le 25/07/2019

Devant le jury :

Président(e) :	YAHIMI A.	MCB	U.Blida 1
Examineur :	ADEL Dj.	MCB	U.Blida 1
Examineur :	DJOUDI M.	MCB	U.Blida 1
Promoteur :	BELALA R.	MCB	U.Blida 1
Co-promoteur :	BELHADI E.	Anesthésiste	C.H.U Blida

Année universitaire: 2018/2019



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

L'anesthésie volatile chez le chien
(Enquête de terrain et réalisation technique d'une anesthésie volatile)

Présenté par
SELLOUMA Fatima

Soutenu le 25/07/2019

Devant le jury :

Président(e) :	YAHIMI A.	MCB	U.Blida 1
Examineur :	ADEL Dj.	MCB	U.Blida 1
Examineur :	DJOUDI M.	MCB	U.Blida 1
Promoteur :	BELALA R.	MCB	U.Blida 1
Co-promoteur :	BELHADI E.	Anesthésiste	C.H.U Blida

Année universitaire: 2018/2019

Remerciements

Je remercie :

Mon promoteur Dr BELALA R. Pour votre rôle de conseil et d'encadrement tout au long de ce travail. Merci de m'avoir donné la possibilité de réaliser mon projet de fin d'étude au sein de votre plateforme biotechnologique auquel je me sens maintenant très attaché. Pour tout cela, soyez assuré de ma plus grande reconnaissance et de mon profond respect.

Mon Co-promoteur BELHADI E., de m'avoir confié cette étude, et de son aide précieuse le long de mon travail.

Sincère reconnaissance.

A monsieur Dr YAHIMI

Pour m'avoir fait l'honneur de présider mon jury de thèse.

Sincères remerciements.

Mes vifs remerciements vont également aux membres du jury, **Mr ADEL** et **Mr DJOUDI** pour l'intérêt qu'ils ont porté à mon travail en acceptant de l'examiner.

Merci beaucoup.

A Dr ZEKRAOUI Naima, pour l'aide apportée pour l'obtention de ces résultats.

Je tiens à remercier **MEDJKOUNE Myra**, pour sa grande aide tout le long de ce travail, son rôle décisif d'interface ainsi que son amitié.

J'aimerais aussi remercier énormément **Mr SAADI Hichem** et **Mme KHELFAOUI Fatima**, pour leur participation et leurs conseils tout au début de ce travail.

Aux techniciens de la plateforme biotechnologique

Mr SACI Tayab et **Mr GHEZAL Abd-Elghani** pour leur bonne humeur, leur accueil chaleureux et d'avoir consacré leurs temps à m'aider dans mes travaux pratiques.

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci.

Dédicace

Je remercie le bon dieu de m'avoir donné le courage pour réaliser ce travail et la patience pour aller jusqu'au bout du parcours de mes études.

Je dédie du plus profond de mon cœur ce manuscrit:

A mon cher père,

Pour avoir toujours cru en moi et en mes capacités, pour ton soutien sans faille durant ces longues années d'études. Pour être toi aussi un modèle de force, d'ambition et de patience sans faille.

A ma chère mère,

Pour m'avoir soutenue depuis toujours. Pour n'avoir jamais douté de moi et de mes capacités. Pour être toujours présente à mes côtés.

Pour votre soutien inconditionnel et votre bienveillance, Toute ma reconnaissance et tout mon amour. Que le bon dieu vous accorde une longue vie.

A mes frères, Youcef et Ahmed Adem.

A ma sœur, Djouhaïna.

A notre enfance partagée, Je vous souhaite un brillant parcours dans la vie.

A toute ma famille.

A tous mes chères amies.

A Myra MEDJKOUNE, je te souhaite une merveilleuse continuation dans tes études.

A Djaber ZIAD, à cette envie d'aller de l'avant et cette complicité qui enrichissent chaque jour notre histoire. A cette page qui t'est dédiée où il m'est impossible d'écrire à quel point tu comptes pour moi. Je t'aime...

A mes professeurs.

Et à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin pour que ce projet soit possible, je vous dis merci.

SELLOUMA Fatima .

Résumé

Le présent travail consiste en une enquête de terrain sur la conduite de l'anesthésie générale en clientèle canine en Algérie, ainsi que l'élaboration d'un atlas photographique à visée démonstrative qui retrace les différentes étapes de réalisation pratique de l'anesthésie générale volatile chez le chien.

Notre enquête a été menée sous forme d'un sondage téléphonique auprès de 62 vétérinaires praticiens réparties sur onze wilaya du pays (6 au centre, 4 à l'est et 3 à l'ouest).

Les résultats montrent que 98.39% des praticiens questionnés pratiquent une consultation pré-anesthésique. Cependant, 9.67% seulement déclarent connaître et pratiquer une classification ASA.

Un pourcentage de 96.78% des vétérinaires questionnés pratiquent une anesthésie générale fixe par ré-administrations itératives de la kétamine (65%), l'association de la tilétamine-zolazépam (26.66%) et le propofol (8.33%). Les 3.22% praticiens restant pratiquent une anesthésie volatile entretenue à l'halothane après une induction à la kétamine (50%) ou au propofol (50%).

Quatre vétérinaires sur 62 (6.46%) surveillent les réflexes pour apprécier la profondeur de l'anesthésie malgré qu'ils utilisent des agents dissociatifs (kétamine ou tilétamine) conservant ces réflexes durant toute l'anesthésie.

Seulement 3.23% des vétérinaires questionnés effectuent une surveillance instrumentale de la totalité des paramètres cardio-vasculaire, respiratoires et métaboliques, et la grande majorité (96.77%) ne surveillent que la fréquence cardiaque et respiratoire sans utiliser de fiche anesthésique.

Pour l'élaboration de l'atlas, 06 cycles d'anesthésie générale volatile ont été réalisés à une fin démonstrative en dehors de tout acte chirurgical. Un total de 72 photographies a été réalisé, puis trié et classé suivant l'enchaînement des différentes étapes de réalisation pratique de l'anesthésie générale. Pour chaque étape, nous avons élaboré sous forme d'encadré un résumé des connaissances essentielles à acquérir. Cet atlas devrait pouvoir servir d'outil d'apprentissage aux étudiants et vétérinaire praticiens s'initiant en anesthésie volatile.

Mots clés : Chien, Classification ASA, Anesthésie générale volatile, Halogénés, Surveillance des paramètres.

Abstract

The present work consists of a field survey on the conduct of general anesthesia in canine patients, as well as the elaboration of a demonstrative photographic atlas which retraces the various steps of practical realization of the volatile general anesthesia in the dog.

Our survey was conducted as a telephone survey of 62 practicing veterinarians in eleven wilaya of the country (six in the center, four in the east, three in the west).

Our survey found that 98.39% of the practitioners surveyed said to practice a pre-anesthesia consultation, however only 9.67% declare to know and practice an ASA classification.

A percentage of 96.78% of veterinarians questioned practice a fixed general anesthesia by repeated re-administrations of ketamine (65%), the combination of tilétamine-zolazepam (26.66%) and propofol (8.33%). The remaining 3.22% of practitioners practice volatile halothane-maintained anesthesia after induction with ketamine (50%) or propofol (50%).

Four veterinarians among 62 (6.46%) monitor reflexes to assess the depth of anesthesia despite using dissociative agents (ketamine or tiletamine) that retain these reflexes throughout the anesthesia.

Only 3.23% of the surveyed veterinarians perform instrumental monitoring of all cardiovascular, respiratory and metabolic parameters, and the vast majority (96.77%) only monitor heart rate, respiratory rate and do not use anesthetic card.

For the development of the atlas, 06 cycles of volatile general anesthesia were performed outside of any surgical procedure for a demonstrative purpose. A total of 72 photographs were made, then sorted and classified according to the sequence of the different stages of practical realization of general anesthesia. For each step, we have developed in a box a summary of essential knowledge to acquire. This atlas should serve as a learning tool for students and veterinarians practicing volatile anesthesia.

Keywords: Dog, ASA Classification, Volatile General Anesthesia, Halogenated, Parameter Monitoring

ملخص

يتكون العمل الحالي من دراسة استقصائية ميدانية حول إجراء التخدير العام لدى الكلاب، بالإضافة إلى وضع أطلس صور فوتوغرافية توضيحي يسترجع الخطوات المختلفة للإعمال العملي للتخدير العام المتطاير لدى الكلب.

تم إجراء مسحنا الاستقصائي عبر الهاتف على 62 طبيب بيطري ممارس في إحدى عشرة ولاية بالبلاد (ستة منهم في الوسط وأربعة في الشرق وثلاثة في الغرب).

وجد مسحنا أن 98.39% من الممارسين الذين شملهم الاستطلاع قالوا إنهم يقومون بمشاوره ما قبل التخدير، ولكن 9.67% فقط يعلنون عن ممارسة تصنيف ASA .

تمارس نسبة 96.78% من الأطباء البيطريين الذين تم استجوابهم تخديرًا عامًا ثابتًا من خلال إعادة الإدارات المتكررة للكيتامين (65%) ، والجمع بين تيليتامين زولازيام (26.66%) وبروبوفول (8.33%). ما تبقى من 3.22% من الممارسين ممارسة التخدير الحفاظ على الهالوثان متقلبة بعد تحريض مع الكيتامين (50%) أو البروبوفول (50%).

يقوم أربعة أطباء بيطريين من بين 62 (6.46%) بمراقبة ردود الفعل لتقييم عمق التخدير على الرغم من استخدام العوامل الانفصالية (الكيتامين أو التيليتامين) التي تحتفظ بهذه ردود الفعل في جميع أنحاء التخدير.

3.23% فقط من الأطباء البيطريين الذين شملهم الاستطلاع يقومون بمراقبة مفيدة لجميع المعلمات القلب والأوعية الدموية والجهاز التنفسي والتمثيل الغذائي ، والغالبية العظمى (96.77%) فقط مراقبة معدل ضربات القلب ومعدل التنفس وعدم استخدام بطاقة التخدير.

لتطوير الأطلس، تم إجراء 06 دورة من التخدير العام المتقلب خارج أي إجراء جراحي لغرض إثبات. تم تصوير ما مجموعه 72 صورة فوتوغرافية ، ثم تم فرزها وتصنيفها وفقًا لتسلسل المراحل المختلفة للإدراك العملي للتخدير العام. لكل خطوة ، قمنا بتطوير في مربع ملخص للمعرفة الأساسية لاكتساب. يجب أن يكون هذا الأطلس بمثابة أداة تعليمية للطلاب والأطباء البيطريين الذين يمارسون التخدير العام المتطاير.

الكلمات المفتاحية: الكلب ، تصنيف ASA ، التخدير العام المتطاير ، المهلجنة ، مراقبة المعلومات

Sommaire

Remerciements

Dédicace

Résumé

Résumé en arabe (ملخص)

Résumé en anglais (Abstract)

Sommaire

Liste des tableaux et figures

Liste des photos

Liste des abréviations

Introduction 01

Partie bibliographique

Chapitre I : notion sur l'anesthésie vétérinaire

1. Définition 03

1.1. Notion relatives à l'anesthésie 03

1.2. Les différentes modes d'anesthésie 04

2. Les particularités inhérentes à la pratique de l'anesthésie en médecine vétérinaire et ses différentes indications 04

2.1. Les indications de l'anesthésie en pratique vétérinaire 04

Chapitre II : Examen pré-anesthésique

1. Consultation pré-anesthésique 06

2. Commémoratifs 06

3. Examen clinique 06

3.1. Conditions de l'examen clinique 07

3.2. L'examen à distance 07

3.3. L'examen rapproché 08

4. Les examens complémentaires	08
4.1. L'analyse urinaire (A.U)	09
4.2. Les examens hématologiques	09
4.3. Les examens biochimiques	09
4.4. Les examens du système cardio-vasculaire	10
5. le statut physiologique ou classe ASA, établissement du risque anesthésique	10

Chapitre III : L'anesthésie générale proprement dite

1. Les principes d'élaboration du protocole anesthésique	12
2. Sécurité anesthésique	12
3. Les étapes de l'anesthésie et les molécules associées	13
3.1. La prémédication	13
3.1.1. Définition et intérêts	13
3.1.2. Les molécules de la prémédication	13
3.2. Induction	14
3.2.1. Les molécules anesthésiques injectables	16
3.2.2. Les agents anesthésiques volatiles	17
3.2.3. Surveillance et monitoring	20
3.3. La phase de réveil	21

Partie expérimentale

Objectif	23
Matériels et méthodes	
1. Lieu de travail.....	24
2. Animaux.....	24
3. Matériels.....	25
3.1. Electrocardiogramme.....	25
3.2. Echographe.....	25

3.3. Machine d'anesthésie volatile	26
3.4. Le moniteur de surveillance multiparamétrique (Le scope)	26
4. Méthodes.....	31
4.1. Le sondage.....	31
4.2. L'atlas photographique.....	32
Résultats	
1. sondage.....	33
1.1. Consultation pré-anesthésique.....	33
1.2. Intervalle de temps entre la consultation pré-anesthésique et la chirurgie.....	33
1.3. Classification ASA et examens complémentaires.....	33
1.4. Anesthésie générale volatile ou fixe	33
1.5. Halogénés utilisées pour l'anesthésie volatile.....	33
1.6. Techniques d'induction.....	34
1.7. Drogues utilisées pour la prémédication.....	34
1.8. Intervalle de temps entre prémédication et induction.....	34
1.9. Anesthésiques fixes utilisées.....	34
1.10. Surveillance des paramètres.	35
1.10.1. Pratique de la surveillance des paramètres.....	35
1.10.2. Type de surveillance des paramètres (clinique ou instrumentale).....	35
1.10.3. Paramètres surveillés.....	35
1.10.4. Fréquence d'enregistrement des paramètres.....	35
1.11. Surveillance des reflexes.	36
1.12. Utilisation de fiche anesthésique.....	36
2. Atlas photographique.....	36
2.1. Consultation pré-anesthésique.....	36
2.2. Préparation du matériel.....	39
2.2.1. Machine d'anesthésie	39
2.2.2. Préparation des drogues	42
2.2.3. Préparation des plateaux de cathétérisme veineux et d'intubation	42
2.2.4. Préparation de l'aspirateur pour l'extubation	44
2.3. Anesthésie proprement dite.....	44
2.3.1. Prémédication	44
2.3.2. Induction.....	44

2.3.3. Entretien	49
2.3.4. Réveil.....	50
Perturbation des paramètres.....	53
Discussion	54
Conclusion.....	61
Recommandations.....	62
Références bibliographiques	
Annexes	

Listes des tableaux et figures

Les tableaux

Tableau n°01 : récapitulatif de la Classification du risque anesthésique en fonction de l'état clinique de l'animal selon la société américaine des anesthésistes (ASA), (Fitz-Henry, 2011), **p11**.

Tableau n°02 : Récapitulatif des doses des principaux médicaments utilisables en prémédication chez les carnivores domestiques, (Bednarski et al, 2011), **p13**.

Tableau n°03 : solubilité sang/gaz comparées des agents anesthésiques volatils chez le chien, (Steffey, 1996), **p18**.

Tableau n°04 : Valeurs de CAM comparées des agents volatils chez l'homme et chez le chien, (Dugdale, 2010), **p18**.

Tableau n°05 : Pourcentage d'anesthésique nécessaire à l'induction en fonction de l'agent volatil, (Verwaerde et Estrade, 2005), **p19**.

Tableau n°06 : Pourcentage d'anesthésique nécessaire à l'entretien d'une anesthésie volatile. On considère que l'entretien doit être voisin de 1,5 fois la MAC (minimal alvéolaire concentration) de l'espèce et du produit, (Verwaerde et Estrade, 2005), **p19**.

Tableau n°07 : Valeurs de CAM en fonction de l'âge lors d'entretien avec Sévoflurane dans 100% d'oxygène et dans un mélange de 65% N₂O/35% O₂, (Ko, 2019), **p19**.

Tableau n°08 : Nombre et pourcentage des praticiens pratiquant ou non une consultation pré-anesthésique, **p33**.

Tableau n°09 : Nombre et pourcentage des praticiens en fonction des différents intervalles entre la consultation pré-anesthésique et la chirurgie, **p33**.

Tableau n° 10 : Nombre et pourcentage des vétérinaires pratiquant une classification ASA, **p33**.

Tableau n°11 : Nombre et pourcentage des vétérinaires pratiquant l'anesthésie générale volatile ou fixe, **p33**.

Tableau n°12 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des halogénés utilisés, **p33**.

Tableau n°13 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de leurs techniques d'induction, **p34**.

Tableau n°14 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des drogues utilisées en prémédication, **p34**.

Tableau n°15 : Nombre et pourcentage des praticiens en fonction de l'intervalle de temps observé entre prémédication et induction, **p34**.

Tableau n°16 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des anesthésiques fixes utilisés, **p34**.

Tableau n°17 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de la surveillance ou pas des paramètres, **p35**.

Tableau n°18 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de la surveillance clinique ou instrumentale des paramètres, **p35**.

Tableau n° 19 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction des paramètres surveillés, **p35**.

Tableau n°20 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de la fréquence d'enregistrement des paramètres, **p35**.

Tableau n°21 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de leur surveillance ou pas des reflexes, **p36**.

Tableau n°22 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de leur utilisation ou pas d'une fiche anesthésique, **p36**.

Les figures

Figure n°01 : Présentation d'un « A CRASH PLAN » modifié d'après (Verwaerde et Estrade, 2005), **p07**.

Figure n°02 : Répartition géographique de l'échantillon du sondage, **p31**.

Liste des photos

Photo n°01 : Section chirurgie, **p30**.

Photo n°02 : Sila, **p30**.

Photo n°03 : Flooky, **p30**.

Photo n°04 : Max, **p30**.

Photo n°05 : L'électrocardiogramme CardiMax FX-7202, **p31**.

Photo n°06 : l'échographie MyLab Class C VET de la marque ESAOTE, **p32**.

Photo n°07 : Les deux circuits patients du **MODUFLEX Optimax Coaxial**®: semi fermé dit ré-inhalatoire et semi ouvert de BAIN dit non ré-inhalatoire, **p33**.

Photo n°08 : machine d'anesthésie volatile « **MODUFLEX OptimaxCoaxial**® », **p34**.

Photo n°09 : Les sources d'oxygène -**A** : concentrateur d'oxygène « PHILIPS RESPIRONICS » EverFlo.-**B** : les bouteilles (Obus) d'oxygène de 9L (150 Bars), **p35**.

Photo n°10 : Ventilateur artificiel « Matrx 3002 PRO », **p35**.

Photo n°11 : **A** : Moniteur (Scope) multiparamétrique « EDAN iM8 VET® »-**B** : Branchement des électrodes sur l'animal, **p36**.

Photo n°12 : Les étapes de réalisation de l'examen clinique pré-anesthésique avec le recueil des commémoratifs de l'animal, **p42**.

Photo n°13 : Les différents emplacements des électrodes lors d'enregistrement des tracés ECG, **A** : Système standard, **B** : Système de Dubois (Slimani et Bessaa, 2019), **p43**.

Photo n°14 : Réalisation d'une échocardiographie pré-anesthésique chez un chiot, **p43**.

Photo n°15 : Vérification de la source d'oxygène, **p45**.

Photo n°16 : Vérification de la cuve à halogéné, **p45**.

Photo n°17 : Etapes de vérification de la chaux sodée, **p46**.

Photo n°18 : Réalisation du test d'étanchéité de la machine d'anesthésie, **p46**.

Photo n°19 : Préparation des drogues de prémédication, **p48**.

Photo n°20 : Plateau des drogues, **p48**.

Photo n°21 : A droite: Le plateau d'intubation, A gauche: Le plateau de cathétérisme veineux, **p49**.

Photo n°22 : Préparation de l'aspirateur de mucosité, **A** : Aspirateur « NEW ASKIR 30 »,

B : Sonde d'aspiration, **p50**.

Photo n°23 : Un relâchement observé après une injection intramusculaire d'Acépromazine, **p50**.

Photo n°24 : l'induction par inhalation (sévoflurane) sous masque, **p50**.

Photo n°25 : La mise en place de la voie veineuse (au niveau de la veine céphalique), **p51**.

Photo n°26 : Induction par injection intraveineuse lente (IVL) du propofol, **p51**.

Photo n°27 : Vérification de la position du globe oculaire (basculé fixe), **p51**.

Photo n°28 : Visualisation de la glotte et des cordes vocales, **p52**.

Photo n°29 : La mise en place de la sonde endo-trachéale, **p52**.

Photo n°30 : Fixation de la sonde endo-trachéale, **p53**.

Photo n°31 : reconnecter le patient au circuit, **A** : Gonflement du ballonnet, **B** : remettre l'animal sur circuit, **p53**.

Photo n°32 : Vérification du signe de bonne intubation, A droit : sonde transparente à l'inspiration des gaz frais, A gauche : Présence de buée à l'intérieur de la sonde à l'expiration de l'air chaud, **p53**.

Photo n°33 : Vérification de la ventilation bilatérale, **p54**.

Photo n°34 : Surveillance artificielle à l'aide d'un moniteur multiparamétrique, **p55**.

Photo n°35 : Entretien dans ce cas est fait avec 1.8% du Sévoflurane, **p56**.

Photo n°36 : Arrêt du Sévoflurane, **p56**.

Photo n°37 : Vidange du circuit par le **système by-pass**, **p57**

Photo n°38 : **A** : Dégonflement du ballonnet. **B** : L'aspiration de la mucosité avant et après extubation pour éviter la fosse déglutition, **p58**

Photo n°39 : Oxygénation post-anesthésique, **p58**.

Photo n°40 : Tachypnée avec une normo ventilation observé chez Flooky, **p59**.

Listes des abréviations

ASA: American Society of Anesthesiologists

AU et DU : analyse urinaire

AVMA: American Veterinary Medicine Association

CAM: concentration alvéolaire minimale

CCMH : concentration corpusculaire moyenne en Hémoglobine

CN : Chien

Créat : créatininémie

CT : chat

DCI : Dénomination commune internationale

DU : Densité urinaire

ECG : électrocardiogramme

EtCO₂: End Tidal CO₂

Ht : l'hématocrite

I.R.M : imagerie résonance magnétique

Mpm : mouvement par minute

NIBP : pression artérielle non-invasive

PDF : produits de dégradation de la fibrine

Pins : Pression inspiratoire

PT : protéinémie

SNC : système nerveux central

SpO₂: Saturation pulsée de l'hémoglobine en oxygène

VGM : volume globulaire moyen

INTRODUCTION

Dans la pratique vétérinaire en clientèle pour animaux de compagnie, l'anesthésie-réanimation tient une place de plus en plus importante. En effet, les cliniques vétérinaires proposent à leur clientèle d'effectuer des actes de plus en plus compliqués et des opérations longues et douloureuses. Cette situation requiert 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 (Bourdeaux, 2012).

L'anesthésie volatile présente divers avantages par rapport à l'anesthésie fixe, elle procure une narcose stable et permet un contrôle quasiment instantané de l'administration et donc de l'effet de l'anesthésique. Suite à l'arrêt de l'administration, l'animal récupère souvent rapidement (action ultra-courte et élimination majoritairement pulmonaire). Il est difficile de moduler aussi précisément et rapidement la profondeur de l'anesthésie avec des agents injectables (sauf lorsqu'ils sont administrés en perfusion). Par ailleurs, l'intubation systématique quasi obligatoire pour l'entretien en volatile assure une protection des voies aériennes ainsi qu'une oxygénation permanente du patient. Elle permet également en cas d'urgence de mettre en place rapidement une ventilation manuelle ou mécanique. Enfin, les agents volatils (isoflurane, halothane, sevoflurane...) ont peu de contre-indications absolues connues en médecine vétérinaire (Verwaerde et Estrade 2005).

Dans les structures vétérinaires européennes par exemple, l'anesthésiologie et la réanimation sont exercées comme une discipline indépendante de la chirurgie et confiées à un personnel vétérinaire et para-vétérinaire spécialisé. De plus, l'anesthésie volatile et le monitoring sont largement utilisés comparée à l'anesthésie fixe.

Cependant, la situation dans le terrain algérien semble être différente. En effet, la pratique vétérinaire courante dans notre pays veut que l'anesthésie soit une tâche accessoire confiée au chirurgien ou à ses assistants. De plus, aucune donnée de terrain n'est disponible sur le pourcentage d'utilisation de l'anesthésie volatile comparée à l'anesthésie fixe par les structures vétérinaires Algériennes.

Ainsi, ce projet de fin d'étude a deux objectifs. Le premier est une enquête par sondage téléphonique sur la conduite de l'anesthésie-réanimation par le vétérinaire praticien. Le second est un travail à visée démonstrative qui consiste à élaborer un atlas photographique retraçant les différentes étapes de réalisation de l'anesthésie volatile chez le chien.

Chapitre I : notion sur l'anesthésie vétérinaire

1. Définition :

Le terme d'anesthésie provient du grec « *anaisthaesi* » 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 (Thurmon et Short, 2007).

1.1. Notion relatives à l'anesthésie :

L'anesthésie s'articule autour de quatre effets physiologiques que sont l'immobilisation, la myorelaxation, l'hypnose et l'absence de douleur. Plusieurs notions sont ainsi couramment associées à l'anesthésie :

- L'analgésie correspond à l'absence de perception de la douleur.
- La tranquillisation se manifeste par une relaxation et une diminution de l'anxiété.
- La sédation est caractérisée par une somnolence. Le patient devient alors non réactif aux stimuli extérieurs.
- L'hypnose est un état de sommeil induit artificiellement et qui résulte d'une dépression modérée du SNC.
- La narcose est un état de sommeil profond induit artificiellement.
- L'anesthésie générale est un état d'inconscience induit par un médicament, caractérisé par une dépression du SNC contrôlée et réversible ainsi que par une analgésie (Thurmon et Short, 2007).
- L'anesthésie générale chirurgicale est le point optimal de l'anesthésie, avec une immobilisation, une myorelaxation, une perte de conscience et une analgésie qui rendent possible l'acte chirurgical tout en maintenant les fonctions vitales. L'absence de mouvements (volontaires et réflexes) ainsi que la myorelaxation sont indispensables pour la manipulation délicate des tissus ; l'inconscience et l'analgésie assurent un bon déroulement de l'anesthésie au cours d'opérations chirurgicales qui peuvent être très invasives. Une balance anesthésique appropriée et bien maîtrisée permet de réduire la réponse endocrinienne et autonome de l'animal au stress chirurgical et contribue donc au maintien des fonctions vitales tout au long de l'acte chirurgical (Cuvelliez *et al*, 2007)

1.2. Les différents modes d'anesthésie :

Différents modes d'anesthésie sont classiquement décrits:

- L'anesthésie volatile : l'anesthésie est entretenue au moyen d'un mélange gazeux administré par inhalation.
- L'anesthésie injectable : l'anesthésie est entretenue par administration intraveineuse, intramusculaire ou sous-cutanée. (voire intra-péritonéale pour des espèces de petit gabarit) d'un ou plusieurs anesthésiques en solution (Thurmon et Short, 2007).
- L'anesthésie orale ou rectale.

2. Les particularités inhérentes à la pratique de l'anesthésie en médecine vétérinaire et ses différentes indications :

L'anesthésie de l'animal peut être mise en parallèle avec l'anesthésie des enfants ou plus généralement des patients dits « non communiquant » en médecine humaine. Dans un article paru en 2003, Claude Lamarre explique l'importance de la sédation chez les enfants, qui a l'avantage d'augmenter la sensibilité de certains tests, tels que les examens d'imagerie nécessitant une immobilité parfaite, mais qui permet également d'éviter des contentions physiques traumatisantes pour l'enfant et qui compromettent ses relations futures avec le corps médical (Lamarre, 2003).

2.1. Les indications de l'anesthésie en pratique vétérinaire :

L'anesthésie présente de multiples indications :

- 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.
- La contention est une autre indication majeure de l'anesthésie en médecine vétérinaire, soit pour des animaux au tempérament agressif pour lesquels un simple examen clinique est irréalisable, soit pour des animaux rendus agressifs par la manipulation d'une région du corps douloureuse.
- Le transport des animaux peut également être facilité par des molécules anesthésiques ou sédatives. Par exemple, l'acépromazine, une molécule de la famille

des phénothiazines ayant des propriétés sédative et antiémétique est disponible sous forme de comprimés (Calmivet®, laboratoire Vétoquinol) ou de granulés (Vetranquil®, laboratoire CEVA Santé animale) pouvant être administrés par le propriétaire plusieurs heures avant le transport des chiens, des chats et des chevaux (Lamarre, 2011).

- Certaines procédures de diagnostic sont étroitement dépendantes de l'anesthésie. Celle-ci 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, les différentes prises de vue nécessitent de nombreuses secondes d'immobilité totale et peuvent être répétées plusieurs fois, rendant ainsi l'anesthésie générale de l'animal indispensable.
- L'anesthésie est utilisée également pour la capture des animaux sauvages, pour procéder par exemple à des soins ou à un transport de l'animal. Celui-ci est généralement anesthésié à distance notamment grâce à des fléchettes anesthésiantes ; on parle alors de télé-anesthésie.
- Lorsqu'une décision de fin de vie est prise par un propriétaire en accord avec le vétérinaire, l'anesthésie joue un rôle important dans la procédure d'euthanasie. En effet, une anesthésie réalisée avant l'injection létale présente de nombreux avantages car elle permet une mort calme et sans douleur pour l'animal (bien que certaines réactions involontaires telles que des tremblements ne puissent être évitées) et elle contribue ainsi à ce que l'acte soit vécu moins difficilement par les propriétaires lorsqu'ils souhaitent être présents. L'American Veterinary Medicine Association (AVMA) a émis des recommandations concernant le déroulement de 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 (Ko, 2019).

Chapitre II : Examen pré-anesthésique :

1. Consultation pré-anesthésique :

La consultation pré-anesthésique a pour but d'évaluer l'état général du patient, afin de déceler des anomalies physiques et/ou métaboliques, susceptibles de majorer les risques anesthésiques. La consultation pré-anesthésique doit être réalisée par le clinicien, en présence du propriétaire, dans les 48 à 72 heures qui précèdent l'anesthésie (Verwaerde et Estrade, 2005).

2. Commémoratifs :

Le recueil des commémoratifs consiste à interroger les propriétaires afin de collecter des renseignements sur l'animal. Ils doivent être aussi complets et précis que possible. L'objectif de cet interrogatoire est le dépistage d'états pathologiques méconnus ou l'identification de signes que le propriétaire juge sans rapport avec le problème présent.

Il faut consacrer du temps à cette étape. De nombreux propriétaires ne voient pas la nécessité d'informer le praticien de ce qu'ils considèrent comme un problème secondaire, tolérable ou susceptible de générer des frais médicaux (par exemple, l'administration récente d'aspirine, d'anti-inflammatoire non stéroïdien, d'inhibiteur de l'enzyme de conversion, de phénobarbital ou de stéroïdes, ou encore d'un autre médicament susceptible d'influencer le déroulement de l'anesthésie, le choix ou la pharmacocinétique des agents anesthésiques). Il est intéressant de réaliser des fiches de commémoratifs afin de systématiser la collecte des informations. Ces informations permettent d'orienter l'examen clinique ainsi que le choix des examens complémentaires à réaliser. Ils peuvent aussi orienter d'emblée le choix des anesthésiques employés (Jourdan et *al*, 2005).

3. Examen clinique :

L'objectif de l'examen clinique est de mettre en évidence des anomalies des grandes fonctions afin d'orienter, tout d'abord le choix des examens complémentaires, puis celui des produits anesthésiques (Verwaerde et Estrade, 2005).

L'examen clinique doit être complet et par conséquent systématisé, " fonction par fonction, organe par organe. Un bon moyen de ne rien oublier est de suivre «A CRASH PLAN). Il permet de mémoriser les grandes fonctions à évaluer et assure de ne pas se focaliser sur un problème

secondaire. L'aspect important en anesthésie reste l'examen des fonctions cardiaque, vasculaire, respiratoire, émonctoire et métabolique (Verwaerde et Estrade, 2005).

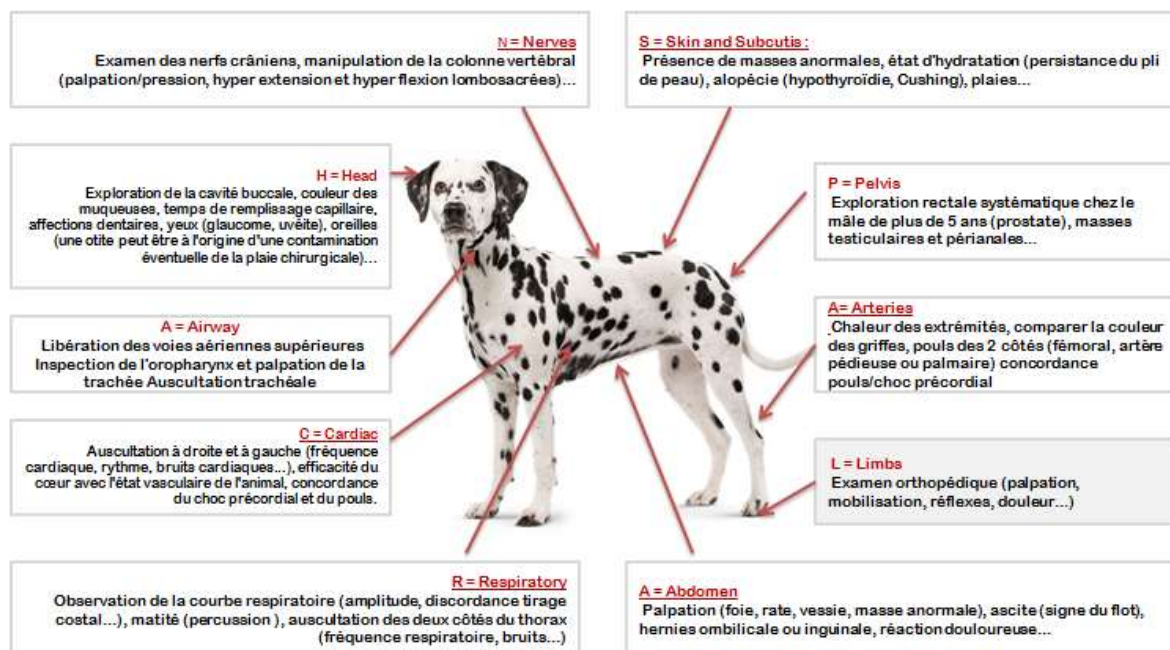


Figure 01 : Présentation d'un « A CRASH PLAN » modifié d'après (Verwaerde et Estrade, 2005).

3.1. Conditions de l'examen clinique :

L'examen clinique se pratique dans une pièce suffisamment lumineuse pour permettre une bonne observation des signes cliniques, dans le calme. Par ailleurs, une contention douce et non stressante est toujours nécessaire à un examen clinique de qualité (Verwaerde et Estrade, 2005).

3.2. L'examen à distance :

Il s'agit d'effectuer une évaluation globale de l'animal afin de déterminer l'urgence du geste thérapeutique à réaliser. Sont jugés:

Le comportement général, statique et dynamique de l'animal: est-il vif? Prostré? Ainsi, lors de la fatigue à l'effort, rechercher un problème cardiaque, l'état extérieur de l'animal, notamment son état d'embonpoint. L'obésité ou la grande maigreur par exemple sont souvent à l'origine d'une hypoventilation et d'un réveil prolongé des animaux (Verwaerde et Estrade, 2005).

3.3. L'examen rapproché :

L'animal est ensuite évalué système par système plus ou moins rapidement suivant la situation. Il conviendra toujours de porter une vigilance particulière aux fonctions cardiaques et respiratoires (fréquence et auscultation). Une attention sera aussi portée à l'examen des muqueuses et de la peau afin d'évaluer l'état d'hydratation de l'animal. Une déshydratation favorise l'apparition d'une hypotension per-anesthésique. Les données cliniques obtenues lors de cet examen préopératoire constituent les valeurs physiologiques de référence à partir desquelles seront estimés ou diagnostiqués les incidents péri-anesthésiques. Ainsi, par exemple, on parlera de bradycardie si la fréquence cardiaque péri-anesthésique s'avère inférieure de plus de 20 % à la fréquence cardiaque pré-anesthésique (Verwaerde et Estrade, 2005).

Les critères pour évaluer l'état d'hydratation de l'animal sont :

- la persistance du pli de peau
- la fréquence cardiaque élevée
- l'énophtalmie
- l'algidité des extrémités
- la sécheresse des muqueuses
- un temps de remplissage capillaire parfois augmenté (signe tardif)

D'un point de vue pratique, un animal n'ayant ni mangé ni bu depuis plus de 24 heures devra être considéré comme déshydraté à 5 %. Lors de gastro-entérite, un patient sera considéré comme déshydraté à 8 % minimum. Il est fréquent de sous-estimer la déshydratation d'un sujet obèse et de la surestimer chez un animal dénutri (Jourdan et *al*, 2005).

4. Les examens complémentaires :

Les examens complémentaires peuvent permettre de dépister de nombreuses affections en l'absence de signes cliniques précis (exemple : la densité urinaire et une insuffisance rénale préclinique). Diverses affections, notamment cardiaques, respiratoires ou rénales, peuvent être exacerbées par une anesthésie générale inadaptée. Ainsi, leur détection préalable à l'anesthésie permet de mettre en place une réanimation préopératoire, d'adapter le protocole anesthésique et de prévoir les complications pouvant survenir au cours de l'anesthésie générale (Bednarski et *al*, 2011).

4.1. L'analyse urinaire (A.U) :

Elle comprend la mesure de la densité urinaire au réfractomètre, la bandelette urinaire et la réaction de Heller pour mettre en évidence une protéinurie (apparition d'un anneau blanc floconneux). La réalisation d'un culot urinaire sera fonction des résultats. L'analyse d'urine compte parmi les examens complémentaires souvent essentiels en pré-anesthésie. La densité urinaire permet, plus précocement qu'une mesure de créatininémie, de repérer une insuffisance rénale (Verwaerde et Estrade, 2005).

4.2. Les examens hématologiques :

L'hématocrite (Ht), donnant un aperçu de la capacité de transport de l'oxygène aux tissus et de l'état d'hydratation de l'animal, peut s'évaluer grâce aux tubes à microhématocrite. Pour un bilan plus complet, un hémogramme (Hg) sera réalisé. Il comprend l'hématocrite, l'hémoglobinémie, la numération des hématies, le volume globulaire moyen (V.G.M), la concentration corpusculaire moyenne en hémoglobine (C.C.M.H), la numération leucocytaire, la numération des plaquettes. Dans certains cas (suspicion de troubles de l'hémostase, insuffisance hépatique), il est nécessaire d'effectuer un bilan de coagulation (temps de Quick, temps de céphaline activée, produits de dégradation de la fibrine (Bednarski et *al*, 2011).

4.3. Les examens biochimiques :

Ces analyses servent le plus souvent à contrôler l'état fonctionnel ou lésionnel des grandes fonctions comme les reins (créatininémie) et le foie (albuminémie et temps de coagulation). Le dosage des PAL et des ALAT, bien qu'utile pour l'évaluation lésionnelle du foie, ne renseigne pas la fonction hépatique et apparaît d'un intérêt discutable en matière de choix médicamenteux anesthésique. De nombreux anesthésiques sont éliminés par les reins ou le foie. En cas d'anomalie biochimique, les médicaments seront souvent éliminés plus lentement et donc leur durée d'action sera prolongée. Il conviendra généralement d'en diminuer la dose et d'en réduire le rythme d'administration. La protéinémie (PT) est systématiquement ajoutée. Elle peut être évaluée simplement par réfractométrie. La détermination de la protéinémie s'avère souvent très utile pour prévoir la dose utile pour les médicaments fortement fixés aux protéines plasmatiques (propofol, curare, diazépam...). Il est ensuite possible de demander d'autres dosages en fonction des résultats de l'examen clinique (Bednarski et *al*, 2011).

4.4. Les examens du système cardio-vasculaire :

Lors de souffle, de trouble du rythme ou de commémoratifs semblant indiquer une affection cardiaque (ex : fatigabilité à l'effort, toux, race prédisposée), une exploration cardio-vasculaire est recommandée. Celle-ci comprend des clichés thoraciques sous deux incidences, un électrocardiogramme, une mesure non invasive de la pression artérielle (doppler) voire une échocardiographie avec une détermination de la fraction de raccourcissement. Dans le cadre de cette évaluation, le clinicien doit garder à l'esprit que l'important en anesthésie est la fonction et donc l'hémodynamique du patient. Ainsi, un trouble du rythme sera considéré comme majorant le risque anesthésique s'il est susceptible d'altérer l'hémodynamique et donc la perfusion tissulaire de l'organisme (Verwaerde et Estrade, 2005).

5. le statut physiologique ou classe ASA, établissement du risque anesthésique:

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. Grâce aux résultats de l'examen clinique et des examens complémentaires, chaque patient est classé dans un des cinq stades définis par l'American Society of Anesthesiologists (ASA). Cette classification permet d'apprécier les risques anesthésiques encourus. Plus le niveau est élevé, plus le risque anesthésique est élevé. Cette classification facilite l'établissement du pronostic vital associé à la procédure d'anesthésie. D'un point de vue pratique, cette classification permet aussi d'établir un dialogue compréhensible par le propriétaire afin d'obtenir son consentement éclairé (Muir, 2007).

Tableau1 : récapitulatif de la Classification du risque anesthésique en fonction de l'état clinique de l'animal selon la société américaine des anesthésistes (ASA). (Fitz-Henry, 2011)

Classe ASA	Définition	Mortalité associée
I	Bonne santé sans affection discernable cliniquement.	0,05-0,2 % risque minimal
II	Affection à répercussion générale mineure.	ASA I x 1,5 à 2 risques faibles
III	Affection à répercussions générales modérées nécessitant une réanimation pré-anesthésique	ASA I x 3 à 5 risques modérés
IV	Affection à répercussions générales majeures, nécessitant une réanimation pré-anesthésique des grandes fonctions	ASA I x 30 à 50 risques élevés
V	Animal moribond	± 99 % risque majeur
U	Lorsqu'il s'agit d'une urgence, c'est-à-dire que le temps manque pour attendre la pleine efficacité de la réanimation pré-anesthésique, la classe ASA initiale est augmentée d'une classe. Ex. : Un animal, classé ASA III mais dont l'intervention est une urgence, sera considéré comme un ASA IV.	

Chapitre III : L'anesthésie générale proprement dite :

Réalisée en quatre étapes, l'anesthésie générale débute par une phase préparatoire incluant une prémédication, se poursuit par la réalisation de l'inconscience (induction), qui doit être entretenue parallèlement à l'analgésie (entretien) pendant toute la durée de l'intervention. Une anesthésie générale ne s'achève qu'après le réveil complet de l'animal. Largement conditionnée par le déroulement des trois étapes précédentes, la phase de réveil compte parmi les phases à risque de l'anesthésie. Un clinicien prévoyant doit porter une attention particulière au réveil de son patient (Desbois et Troncy, 2007).

1. Les principes d'élaboration du protocole anesthésique :

Un protocole anesthésique équilibré doit répondre aux quatre qualités essentielles à la réalisation d'une anesthésie générale : narcose, myorésolution, analgésie, sécurité. D'autres critères entrent également en considération dans le choix des agents préanesthésiques et anesthésiques et de la technique anesthésique. La bonne connaissance des caractéristiques pharmacocinétiques et pharmacodynamiques des substances utilisées s'avère importante. De même, la détermination de la durée et du type d'intervention à réaliser sous anesthésie, qu'elle soit chirurgicale ou non, apparaît majeure (Desbois et Troncy, 2007).

2. Sécurité anesthésique :

L'anesthésique ou le protocole anesthésique idéal, c'est-à-dire présentant une action d'analgésie, de narcose et de myo-résolution sans induire de dépression notamment cardio-respiratoire, n'existe pas. Tous les protocoles d'anesthésie, qu'ils soient établis avec des médicaments injectables ou volatils sont à l'origine au minimum d'une hypotension, une hypoventilation et/ou une hypothermie. Ces effets indésirables de l'anesthésie générale s'avèrent «acceptables» s'ils sont systématiquement prévenus par une perfusion per-anesthésique de cristalloïde, une intubation, une oxygénation et une isolation de la table métallique ainsi qu'un apport calorique (bouillotte, tapis chauffant). Pour réduire la morbi-mortalité anesthésique, il faut donc identifier ces risques afin :

- de les prévenir
- de les surveiller et faire en sorte que leur intensité reste dans des limites tolérées par le patient (limites conditionnées par son état de santé préopératoire)

- de les traiter si leurs conséquences physiopathologiques dépassent les capacités de réserve fonctionnelle de l'organisme (Cuvellez, 2007)

3. Les étapes de l'anesthésie et les molécules associées :

3.1. La prémédication :

3.1.1. Définition et intérêts :

La prémédication correspond à la période pré-anesthésique immédiate. L'objectif de cette étape est de parvenir à une relaxation et une diminution de l'anxiété de l'animal afin de diminuer son stress et les conséquences physiopathologiques qui y sont associées. Le stress induit en effet une augmentation du taux de catécholamines circulantes qui peuvent avoir un effet délétère sur le cœur en provoquant des arythmies. La tranquillisation permet aussi de réaliser les gestes techniques nécessaires à l'anesthésie, en toute sécurité pour le personnel (pose de cathéter, mise en place d'appareils de monitoring, début de la fluidothérapie, pré-oxygénation) (Bednarski et *al.*, 2011).

3.1.2. Les molécules de la prémédication :

Les vétérinaires ont à leur disposition de nombreuses molécules de prémédication, ce qui leur permet de réaliser une prémédication finement adaptée à chaque animal mais ce qui implique également de bien connaître chaque molécule afin de pouvoir l'utiliser au mieux. Il existe cinq classes de molécules de prémédication : les phénothiazines, les alpha2- agonistes, les benzodiazépines, les morphiniques ou opioïdes et les anti-cholinergiques (Pydendop, 2007).

Tableau 2 : Récapitulatif des doses des principaux médicaments utilisables en prémédication chez les carnivores domestiques (Bednarski et *al.*, 2011).

Classe médicamenteuse	DCI	Doses	Durée (D) Latence (L)
Alpha2- agonistes	Médétomidine	CT : 80 à 150 µg/kg IM, IV, SC CN : 10 à 80 µg/kg IM, IV	D : sédation (dose dépendante) : 60 à 120 min, analgésie (dose dépendante) : 40 à 60 min L : 30 sec IV, 10-20 min en IM
	Romifidine	CT : 200 à 400 pg/kg IM, IV CN : 40 à 120 pg/kg IM, IV, SC	D : sédation (dose dépendante) : 60 à 120 min, analgésie (dose dépendante) : 30 à 45 min

			L : environ 5 min IV, 10 à 20 min en IM, 30 min en SC
	Xylazine	CT : 0,5 à 2,2 mg/kg IM, IV, SC CN : 0,5 à 1,1 mg/kg IM, SC, 0,22 à 1,1 mg/kg IV	D : sédation (dose dépendante) : 40 à 90 min, analgésie (dose dépendante) : 20 à 30 min L : 3 à 5 min IV, 10-15 min en IM
Anti-cholinergique	Atropine sulfate	CT et CN : 0,02 à 0,04 mg/kg SC, IM, IV, En urgence faire une titration IV	D : 60 à 90 min L : environ 1 à 2 min après IV
	Glycopyrrolate	CT et CN : 0,01 mg/kg SC, IM, IV	D : 2 à 3 h, l'effet antisécrétagogue persiste jusqu'à 7h L : environ 2 à 3 min après IV
Benzodiazépines	Diazépam	CT et CN : 0,1 à 0,2 mg/kg IV et 0,2 à 0,4 mg/kg IM	D : 30 à 60 min IV, 60 à 120 min IM ; possibilité de réapparition d'un effet après 4 à 6h L : environ 1 min après IV, 30 à 45 min après IM ou SC
	Midazolam	CT et CN : 0,066 à 0,22 mg/kg IV, IM	D : 60 à 120 min L : environ 5 min après IV, 10 à 20 min après IM
Morphiniques	Morphine chlorhydrate	CT : 0,05 à 0,2 mg/kg SC, IM, IV lente CN : 0,1 à 0,4 mg/kg SC, IM, IV lente	D : 120 à 240 min L : 2 à 5 min après IV, 10 à 15 min après SC ou IM
	Fentanyl timbre cutané	CT et CN : 2,2 à 6,6 µg/kg/h	D : 2 à 4 jours chez le chien et 5 à 6 jours chez le chat L : environ 10-12h
Phénothiaziques Et Butyrophénones	Acépromazine	CT et CN : 0,01 à 0,05 mg/kg IM, IV, S	D : 3 à 6 h L : environ 15 min après IV et 30 min IM, SC
	Dropéridol	CT et CN : 2,2 mg/kg IM, 0,55 à 1,1 mg/kg IV	D : 2 h L : environ 30 min

3.2. Induction :

Cette phase anesthésique correspond au passage de l'état de vigilance à l'inconscience suite à l'administration d'agents anesthésiques. C'est une phase critique pendant laquelle l'incidence des complications respiratoire (apnée), cardiovasculaire (instabilité hémodynamique, dysrythmie) et digestive (vomissements) est élevée. L'induction idéale doit être rapide, avec un minimum de risque, et se dérouler dans le calme, afin de ne procurer qu'un stress minimal à l'animal. L'induction doit être adaptée au patient. Il convient notamment d'ajuster au plus près

la dose d'inducteur permettant d'obtenir une inconscience ad hoc (ni trop, ni trop peu) afin de limiter l'altération des grandes fonctions. Contrairement à une idée reçue, il n'existe pas de règle établie permettant de savoir précisément la dose requise pour l'inconscience d'un patient donné sous l'influence d'une prémédication (Verwaerde et Estrade, 2005).

L'anesthésie injectable : elle est particulièrement adaptée à la phase d'induction ; en effet, l'induction se déroule au mieux lorsqu'elle se fait par l'injection intraveineuse d'un agent anesthésique ayant un délai d'action court. Cette technique permet ainsi de pouvoir rapidement poser une sonde endotrachéale de même qu'elle autorise la titration, c'est-à-dire l'injection de l'agent anesthésique à effet. La titration permet d'adapter la dose injectée à la profondeur de l'anesthésie ainsi qu'aux éventuels effets secondaires observés instantanément par l'opérateur. L'induction par injection intraveineuse peut cependant s'avérer impossible pour les animaux agités, pour lesquels on préfère l'injection intramusculaire. De plus, la réussite de l'induction dépend fortement de l'efficacité de la prémédication (Beths et Pydendop, 2007).

L'anesthésie injectable est fréquemment utilisée également pour la phase de maintenance en anesthésie vétérinaire, pour des raisons de coût, d'équipement ou de facilité. Il existe alors différentes modalités de maintenance : soit par injection intramusculaire, soit par injection intraveineuse. La maintenance par injection intramusculaire est la plus simple et elle convient pour les interventions de courte durée et pour les procédures peu invasives qui sont réalisées fréquemment chez les carnivores domestiques. Cependant, cette technique ne permet pas d'adapter instantanément la dose injectée à la profondeur de l'anesthésie car toute injection est suivie d'un délai d'action relativement long pendant lequel l'animal est vulnérable. En outre, la durée d'action est variable et les doses requises sont plus importantes (Beths et Pydendop, 2007).

A l'inverse, l'anesthésie par injection intraveineuse assure un meilleur contrôle de l'anesthésie, permet d'adapter plus finement la dose injectée et de prolonger l'anesthésie aisément si nécessaire. L'anesthésie par injections intraveineuses peut se faire soit par injections répétées soit par perfusion continue. La technique d'injections répétées consiste à administrer des bolus d'anesthésiques à effet et a l'avantage d'être simple à réaliser. En revanche, après chaque injection, la concentration plasmatique de l'anesthésique atteint un pic puis diminue rapidement jusqu'à une concentration trop basse pour maintenir un niveau d'anesthésie compatible avec, par exemple, la réalisation d'un geste chirurgical ; une nouvelle injection est

alors réalisée si l'anesthésie doit être prolongée. L'animal oscille donc en permanence entre un état d'anesthésie trop profonde et un état d'anesthésie trop légère et la qualité d'anesthésie est très variable. Au final, la quantité totale d'agent injectée est souvent plus importante que pour la perfusion continue (Beths et Pydendop, 2007).

L'induction par voie respiratoire peut s'avérer efficace et sûre si l'animal est correctement surveillé. Les deux agents volatils principalement employés en pratique vétérinaire française sont l'isoflurane et l'halothane. L'isoflurane a l'avantage d'avoir un temps d'induction court car il est moins soluble dans le sang. Le sevoflurane (encore plus rapide et moins irritant pour les voies respiratoires que l'isoflurane) apparaît comme l'anesthésique volatil de choix pour une telle indication mais reste encore trop onéreux.

L'anesthésie volatile est donc surtout employée pour le maintien de l'anesthésie ; elle est adaptée à tous les types de chirurgie, y compris les chirurgies de conenance. En outre, cette méthode permet un ajustement précis de la profondeur d'anesthésie et permet d'obtenir un réveil plus rapide lors d'interventions longues. L'emploi de cette technique nécessite de posséder un matériel spécifique (machine d'anesthésie, bouteille d'anesthésie), et de contrôler les voies aériennes supérieures. L'intubation endotrachéale doit se faire le plus rapidement possible après l'induction de l'anesthésie afin de sécuriser les voies respiratoires supérieures de l'animal ; elle est en général facile chez le chien, bien que des problèmes puissent être rencontrés pour les chiens de race brachycéphale. Concernant le fonctionnement du matériel d'anesthésie volatile, la machine peut être alimentée par de l'air, par de l'oxygène pur ou, plus rarement en anesthésie vétérinaire, par de l'oxygène mélangé à du protoxyde d'azote. Deux types de systèmes respiratoires peuvent être utilisés chez le chien : les circuits ré-inspirant utilisables pour les chiens de plus de dix kilogrammes et les circuits non ré-inspirant utilisables pour les chiens de moins de dix kilogrammes (Desbois et Troncy, 2007).

3.2.1. Les molécules anesthésiques injectables :

Cinq agents anesthésiques sont couramment utilisés pour l'anesthésie injectable : le thiopental, le propofol, l'alfaxalone ainsi que deux anesthésiques dissociatifs : la kétamine et la tilétamine associée au zolazépam (Holopherne et Gogny, 2007)

- ✓ **Le thiopental** : le thiopental fait partie de la famille des thiobarbituriques ; il provoque une inconscience sans analgésie et il est utilisé pour l'induction des anesthésies uniquement ; il ne doit jamais être utilisé pour l'entretien de l'anesthésie au risque de

provoquer un réveil différé et une intoxication. Il ne peut être utilisé que par voie intraveineuse stricte, avec injection à effet ; à forte dose, il provoque une dépression cardio-respiratoire importante (Pydendop, 2007).

- ✓ **Le propofol** : c'est un alkylphénol qui provoque une sédation et une hypnose sans analgésie. Il doit être injecté lentement pour l'induction et il peut être utilisé pour le maintien de l'anesthésie par perfusion continue. En revanche, il peut provoquer une dépression cardio-respiratoire importante. Historiquement contenu dans un solvant à base de lécithine d'œuf, il ne devait pas être conservé plus de 24 heures ; très récemment, une nouvelle formulation a été introduite sur le marché vétérinaire, contenant un agent de conservation autorisant sa conservation 28 jours (Hall et *al*, 2001).
- ✓ **L'alfaxalone** : c'est l'agent d'induction et de maintien injectable le plus récemment distribué en anesthésie vétérinaire. L'alfaxalone est une molécule ancienne, mais associée à des réactions allergiques dans son ancienne formulation. Elle a été récemment reformulée avec un excipient à base de cyclodextrine et ne semble plus présenter de risque allergique ; il s'agit d'un stéroïde neuroactif synthétique dérivé de la progestérone qui permet une induction rapide et peut être utilisée en perfusion continue pour le maintien de l'anesthésie, avec une très bonne marge de sécurité et un réveil de qualité. L'alfaxalone peut induire cependant une dépression respiratoire importante (Muir et *al*, 2009).
- ✓ **Les anesthésiques dissociatifs** : cette classe de molécule comprend la kétamine et la tilétamine (qui n'est disponible qu'en association avec le zolazépan). Ces molécules produisent une immobilisation et une analgésie mais aucune relaxation musculaire. Il est à noter que l'association tilétamine/zolazépan ne doit être utilisée que pour les procédures de courte durée (inférieures à une heure). Les anesthésiques dissociatifs sont très utilisés en médecine canine, car ils possèdent une marge de sécurité relativement large dans cette espèce, une durée d'action moyenne et enfin, ils peuvent être administrés par voie intramusculaire ou intraveineuse (Pydendop, 2007).

3.2.2. Les agents anesthésiques volatiles :

Les molécules d'anesthésie volatile utilisables en anesthésie sont au nombre de quatre : l'halothane, l'isoflurane, le sévoflurane et le desflurane. A l'heure actuelle, seuls les trois premiers disposent d'une AMM et sont utilisés en médecine vétérinaire, l'halothane étant en

voie d'abandon. Les agents d'anesthésie volatile sont des liquides qui s'évaporent facilement ; pour les utiliser, un pourcentage précis de produit est vaporisé dans un gaz de transport grâce à un évaporateur. Chaque agent d'anesthésie volatile est caractérisé par diverses constantes (Desbois et Troncy, 2007).

- ✓ **La solubilité dans le sang** : détermine la rapidité d'atteinte de l'équilibre en agent anesthésique: plus la solubilité est faible, plus l'équilibre est atteint rapidement et plus l'induction et le réveil sont rapides ; aussi, les changements de profondeur d'anesthésie sont d'autant plus rapides, comme dans le cas du sévoflurane dont l'utilisation est encore récente en médecine vétérinaire (Desbois et Troncy, 2007).

Tableau 03: solubilité sang/gaz comparées des agents anesthésiques volatils chez le chien (Steffey, 1996)

Molécule	Halothane	Isoflurane	Sévoflurane
Solubilité sang/gaz	2.54	1.46	0.68

- ✓ **La CAM (Concentration Alvéolaire Minimale)** : caractérise la puissance de l'agent volatil. C'est la concentration alvéolaire minimale de produit telle que 50% des animaux ne réagissent pas à une stimulation douloureuse. Plus la CAM est élevée et moins l'agent volatil est puissant. La CAM des agents anesthésiques volatils disponibles chez le chien est quasiment identique à celle observée chez l'homme. En revanche, pour le protoxyde d'azote, qui est utilisé en tant que gaz de transport mais qui possède également une activité narcotique et analgésique, la CAM est beaucoup plus élevée que celle des autres gaz et elle est presque deux fois plus élevée pour le chien que pour l'homme et a donc peu d'intérêt anesthésique en médecine vétérinaire (Desbois et Troncy, 2007).

Tableau 04 : Valeurs de CAM comparées des agents volatils chez l'homme et chez le chien (Dugdale, 2010).

Molécule	Halothane	Isoflurane	Sévoflurane	Protoxyde d'azote
CAM chez l'homme (%)	0.76	1.15	2.05	109
CAM chez le chien (%)	0.8	1.2	2.3	188-297

Tableau 05 : Pourcentage d'anesthésique nécessaire à l'induction en fonction de l'agent volatil. (Verwaerde et Estrade, 2005).

Agent volatil	Pourcentage d'induction
Halothane	2 à 4%
Isoflurane	4 à 5%
Enflurane	4 à 5%
Sévoflurane	Jusqu'à 8%

Le sévoflurane est administré avec de l'oxygène seul ou avec un mélange oxygène/protoxyde d'azote. Des concentrations inspirées de sévoflurane de 8% produisant habituellement une anesthésie de stade chirurgical en moins de 2min chez l'adulte et l'enfant. Chez les sujets âgés, des concentrations moins importantes de sévoflurane seront nécessaires.

Tableau 06: Pourcentage d'anesthésique nécessaire à l'entretien d'une anesthésie volatile. On considère que l'entretien doit être voisin de 1,5 fois la MAC (minimal alvéolaire concentration) de l'espèce et du produit (Verwaerde et Estrade, 2005).

Anesthésique volatiles	Transition anesthésique	(%)	Entretien (%)	Réveil
Halothane	2-5		0.8-2	Moyennement rapide
Isoflurane	4-5		1.5-2.5	Rapide
Enflurane	4-5		3 (1.8 chez le chat)	Moyennement rapide
Sévoflurane	<8		1-3	Très rapide

Tableau 07 : Valeurs de CAM en fonction de l'âge lors d'entretien avec Sévoflurane dans 100% d'oxygène et dans un mélange de 65% N₂O/35% O₂ (Ko,2019)

Valeurs de CAM en fonction de l'âge		
Age	Sévoflurane dans 100% d'O ₂	Sévoflurane dans 65% N ₂ O/35% O ₂
0 – 1 mois*	3.3%	/
1- <6 mois	3%	/
<3 ans	2.8%	2%
3- 12 ans	2.5%	/

3.2.3. Dégradation du sévoflurane :

Le sévoflurane est stable lorsqu'il est conservé dans des conditions normales d'éclairage. Aucune dégradation perceptible du sévoflurane se produit en présence d'acides forts ou

chaleur. Le sévoflurane n'est pas corrosif en contact avec l'acier inoxydable, le laiton, l'aluminium, le laiton nicklé, le laiton chromé ou l'alliage du cuivre et de béryllium.

Une dégradation chimique peut se produire lorsque l'anesthésique inhalé entre en contact avec l'absorbeur CO₂ dans l'appareil d'anesthésie. Lorsqu'il est utilisé conformément aux instructions avec des absorbeurs frais, le sévoflurane subit une dégradation minimale et ses produits de dégradation sont indétectables ou non toxiques. Le sévoflurane peut subir une dégradation alcaline par deux voies. La première résulte de la perte de fluorure d'hydrogène avec formation de **pentafluoro-isopropanyl-fluorométhyl éther (PIFE)**, plus connu sous le nom de **composé A**). La seconde voie de dégradation se produit uniquement en présence d'absorbeur de CO₂ déshydraté et entraîne la décomposition du sévoflurane en **hexafluoro-isopropanol(HFIP)** et en **formaldéhyde**. Le **HFIP** est une substance inactive et non génotoxique, rapidement glyccuroconjuguée et éliminée, qui a une toxicité comparable à celle du sévoflurane. Le formaldéhyde est quant à lui présent dans les processus métaboliques normaux. En contact avec un absorbeur très déshydraté, le formaldéhyde peut être dégradé à son tour en méthanol et en formiate. Le formiate peut contribuer à la formation de monoxyde de carbone en présence de température élevée. Le méthanol peut réagir avec le composé A pour produire le **composé B** par ajout du groupement méthoxy. Le composé B peut subir une dégradation supplémentaire par perte de fluorure d'hydrogène pour former les composés C, D et E. En présence d'absorbeurs très déshydratés, particulièrement ceux qui contiennent de l'hydroxyde de potassium (comme le Baralyme), la formation de formaldéhyde, de méthanol, de monoxyde de carbone, de composé A et peut être d'autres de ses produits de dégradation, les composés B, C et D, peut survenir (ko, 2019).

3.2.3. Surveillance et monitoring :

La surveillance de l'anesthésie est un acte indispensable permettant d'évaluer la profondeur de la narcose ainsi que ses conséquences sur les fonctions vitales (cardiovasculaire, respiratoire et métabolique) (Verwaerde et Estrade, 2005).

✓ À l'aide de ses cinq sens :

Il s'agit de la surveillance clinique. Elle est indispensable, non substituable, et repose sur les principes de la sémiologie clinique (observation, induction, déduction). La vision, le toucher, l'olfaction (pour détecter une fuite éventuelle d'halogénés) et l'audition sont à la base de

l'observation clinique. Le bon sens clinique est essentiel car il faut toujours associer ce qui est observé au contexte clinique. La surveillance clinique donne des informations fiables et précoces concernant notamment l'inconscience. La qualité de la surveillance clinique de l'anesthésie dépend de la qualité et du sérieux de l'anesthésiste.

✓ **À l'aide d'instruments :**

La surveillance instrumentale est complémentaire de la surveillance clinique. Elle fait appel à des appareils plus ou moins complexes. Ces instruments seront choisis en fonction des besoins et installés avec ergonomie sur le poste anesthésique. Leurs intérêts sont multiples :

- ils permettent un diagnostic plus précoce (dépistage de phénomènes non cliniquement décelables) mais aussi plus précis (paramètres objectifs et chiffrés).
- ils réalisent souvent automatiquement des mesures régulières durant l'anesthésie générale. Ils permettent d'établir un rapport anesthésique documenté et de signaler une anomalie vitale (alarme).

Il est conseillé d'établir un rapport d'anesthésie, permettant de suivre l'évolution des fonctions vitales et de la profondeur de l'anesthésie. Cette feuille d'anesthésie permet notamment de repérer une éventuelle dérive anesthésique. Sur cette fiche de suivi seront notées à intervalles réguliers les fréquences cardiaque et respiratoire, ainsi que les données instrumentales (Et CO₂, SpO₂, t°...), l'ensemble des événements (anesthésiques ou chirurgicaux) et les médicaments utilisés. Par ailleurs, ce rapport constitue un support médical (dossier clinique) utile en cas de litige.

3.3. La phase de réveil :

La phase de réveil débute au moment où l'apport en agent anesthésique cesse et se poursuit jusqu'à ce que le patient retrouve une autonomie complète. Durant cette phase, la surveillance du patient et le monitoring doivent donc se poursuivre (Cuvelliez et Junot, 2007).

Le retrait de la sonde endo-trachéale ne doit pas être effectué tant que les réflexes de toux et de déglutition ne sont pas rétablis et que la ventilation de l'animal n'est pas suffisante pour assurer notamment une bonne oxygénation. Tout d'abord, le pas-d'âne est remis en place pour éviter que le patient ne mâche la sonde. Le lien retenant la sonde est libéré. La cavité buccale doit être nettoyée et le ballonnet dégonflé (Besset et *al*, 2001).

Lorsque l'animal commence à avaler et à tousser (réapparition des réflexes oropharyngés), l'extubation peut être effectuée. La sonde est extraite manuellement en évitant de léser la muqueuse trachéale ou les cartilages aryténoïdes. À la suite de l'extubation, les risques d'obstruction des voies respiratoires par vomissements, fausse déglutition, œdème ou spasme laryngé réapparaissent. Il est donc important de rester vigilant et de vérifier l'efficacité de la ventilation. Le matériel d'intubation, d'oxygénation et de ventilation doit rester disponible à proximité immédiate de l'animal en réveil.

La sortie d'un animal ayant subi une anesthésie ne doit avoir lieu que lorsque l'animal est réveillé, réactif, réchauffé et dans un état de confort acceptable. L'animal doit être rendu à ses propriétaires avec des instructions claires concernant les traitements postopératoires prescrits et notamment sur leurs effets secondaires potentiels. Le vétérinaire doit impérativement assurer un service post-anesthésique dans les vingt-quatre heures suivant l'anesthésie, service effectué par lui-même ou par un confrère de garde, afin de pouvoir répondre à toute complication survenant après la sortie (Farges, 2012).

Les délais de réveil sont généralement plus courts après une anesthésie au sévoflurane qu'avec les autres agents anesthésiques volatils. De ce fait, il peut être nécessaire de débiter l'analgésie post-opératoire plus précocement (Bourdeaux, 2012).

Partie expérimentale

1. Objectif :

Notre travail vise deux objectifs principaux qui sont **une enquête de terrain** (sondage téléphonique) relative à la conduite de l'anesthésie générale en clientèle canine en Algérie, ainsi que l'élaboration d'un **atlas photographique** à visée démonstrative. Cet atlas retrace les différentes étapes de réalisation pratique de l'anesthésie générale volatile chez le chien et devrait pouvoir servir d'outil d'apprentissage aux étudiants et vétérinaire praticiens s'initiant en anesthésie volatile.

L'objectif secondaire de notre travail est de souligner l'intérêt de l'anesthésie volatile face à l'anesthésie fixe ainsi que l'importance de la surveillance des paramètres cardiovasculaires, respiratoires et métaboliques.

Matériels et Méthode :

1. Lieu de l'expérimentation :

Notre projet de fin d'étude a été conduit au niveau de la Plateforme Biotechnologique en Reproduction des Carnivores de l'Université Saad Dahleb de Blida1 (P.B.R.V/Univ.Blida1). Il s'agit d'un service commun de recherche organisé en quatre sections techniques dont la section médecine et chirurgie ayant servi pour notre travail (Voir photo 01).



Photo n°01 : Section chirurgie

2. Animaux :

Nous avons utilisé dans notre travail trois chiots (Voir photos n° 02-04) appartenant à la plateforme, de race commune, âgés de 3 à 5 mois et pesant entre 4 et 6 kg.



Photo n° 02 : Sila



Photo n° 03 : Flooky



Photo n° 04 : Max

3. Matériels :

3.1. Electrocardiographie :



Photo 05° : L'électrocardiogramme CardiMax FX-7202

Pour l'examen spécial de la fonction cardiaque lors de la consultation pré anesthésique, nous avons utilisé un électrocardiogramme CardiMax FX-7202 de marque FUKUDA DENSHI, fabriqué au Japon (Voir photo n° 05). Il s'agit d'un appareil à trois pistes avec un cadran d'affichage ECG en continu et de réglage tactile et un cordon patient avec quatre électrodes de membres (Rouge, Noire, Verte, Jaune) et six électrodes précordiales (V1-V6).

3.2. Echographe :

Pour l'examen échographique abdominale et échocardiographique pré-anesthésique, nous avons utilisé un échographe vétérinaire MyLab Class C Vet de marque ESAOTE, doté de quatre sondes (Linéaire, Convexe, Micro-convexe et Cardiaque), plusieurs modes (B, M, Doppler couleur, Doppler pulsé et Doppler continu) ainsi que diverses licences notamment abdominale et cardiologique (Voir photo n° 06).



Photo n° 06 :l'échographie MyLab Class C VET de la marque ESAOTE

3.3. La machine d'anesthésie volatile :

Nous avons utilisé dans notre travail la machine d'anesthésie du bloc opératoire de la plateforme qui est de marque **Moduflex Optimax Coaxial®** fabriquée par **DISPOMED**, Canada comprenant deux circuits patient à savoir un circuit ré-inhalatoire (semi-fermé) et un circuit de BAIN (semi-ouvert). Cet appareil vétérinaire est le premier à incorporer une **prise coaxiale** dans les deux circuits. Ce système coaxial remplace l'ancien système représenté par le circuit filtre conventionnel avec connexions en "Y". Il a l'avantage de réduire l'encombrement de la tuyauterie et la perte de chaleur en préchauffant les gaz inspirés avec les gaz expirés, comme il élimine la possibilité d'un mauvais branchement.

Cet appareil est composé des éléments suivants numérotés selon la légende de la photo n° 08 :

1. Débitmètre d'oxygène gradué de 0.1 à 4 lpm avec flotte rotative.
2. Alimentation des gaz frais avec raccord autobloquant pour un changement rapide et sécuritaire entre les circuits.
3. Système SELECTATECMD pour installation rapide de l'évaporateur.

4. Soupape d'évacuation (pop-off) permettant une fermeture momentanée avec une simple pression de la soupape.
5. Tablette pour moniteur d'anesthésie.
6. Circuit filtre de CO2 avec circuit Coaxial intégré réduisant ainsi la perte de chaleur, favorisant l'humidification des gaz inspirés et réduisant l'encombrement (Moduflex Coaxial Seulement).
7. Piège à halogénés.
8. Ventilateur artificiel à usage vétérinaire (Voir photo n° 10)
9. Source d'oxygène soit sous forme bouteilles ou concentrateur (Voir photo N° 9)
10. Ballons réservoirs



Photo n° 07 : Les deux circuits patients du **MODUFLEX Optimax Coaxial**®: semi fermé dit ré-inhalatoire et semi ouvert de BAIN dit non ré-inhalatoire.



SELLOUMA F.
Pf.BRC

Photo n° 08 : machine d'anesthésie volatile « MODUFLEX OptimaxCoaxial ® »



-A-

-B-

Photo n°09 : Les sources d'oxygène

A : concentrateur d'oxygène « PHILIPS RESPIRONICS » EverFlo.

B : les bouteilles (Obus) d'oxygène de 9L (150 Bars)



Photo n° 10 : Ventilateur artificiel « Matrx 3002 PRO »

3.4. Le moniteur de surveillance multiparamétrique (Le scope) :



A **B**

Photo n° 11 :
A : Moniteur (Scope) multiparamétrique « EDAN iM8 VET® »
B : Branchement des électrodes sur l'animal.

Pour la surveillance des paramètres cardio-vasculaires, respiratoires et métaboliques, nous avons utilisé un moniteur vétérinaire de marque EDAN iM8 VET® (Voir photo n° 11-A). Cet appareil se branche à l'animal au moyen de plusieurs électrodes et interfaces adaptées à l'usage canin permettant de mesurer et surveiller en continu les paramètres suivants (Voir photo n° 11-B) :

- La fréquence et le rythme cardiaques (FC, RC).
- le tracé électro cardiographique (ECG).
- la pression artérielle non invasive (NIBP).
- La saturation en oxygène de l'hémoglobine périphérique (SpO2).
- la fréquence et le rythme respiratoires (FR, RR).
- la capnographie (ET CO2).
- et la température (sonde rectale ou œsophagienne).

4. Méthodes :

4.1. Le sondage :

Nous avons procédé à un sondage téléphonique au moyen d'un questionnaire qui vise à collecter des informations relatives à l'anesthésie générale en clientèle canine auprès de soixante-deux (62) vétérinaires praticiens réparties sur onze wilaya du pays (Voire figure n°02).

Le questionnaire visait principalement à déterminer les proportions des vétérinaires pratiquant l'anesthésie générale volatile ou fixe ainsi que les protocoles appliqués et également les proportions des praticiens procédant ou pas à la surveillance des paramètres cardiovasculaires, respiratoires et métaboliques.

Le questionnaire a été conçu suivant les différentes étapes de réalisation d'une anesthésie générale volatile ou fixe. Il comporte quatorze (14) questions fermées avec plusieurs propositions ainsi qu'un espace pour une réponse étendue facultative.

Ce questionnaire a été présenté aux vétérinaires praticiens sous forme d'un sondage téléphonique. Soixante-six (66) vétérinaires ont été contactés par téléphone, dont **62** ayant répondu favorablement au sondage et 4 praticiens se sont excusés pour défaut de temps et 2 ont préféré un contact direct et non téléphonique.

Après la collecte de toutes les fiches de sondage (questionnaires), les données recueillies ont été saisies et traitées au moyen d'une table Excel pour le calcul, la tabulation et la présentation graphique.



Figure n°02 : Répartition géographique de l'échantillon du sondage.

4.2. L'atlas photographique :

Pour l'élaboration de cet atlas, nous avons pris en charge trois (03) chiots ayant servi à la réalisation de six (06) cycles d'anesthésie générale. L'anesthésie a été réalisée en dehors de tout acte chirurgical à une fin démonstrative.

Avant chaque anesthésie, nous avons réalisé une consultation pré-anesthésique avec plusieurs examens (clinique et complémentaires) afin d'attribuer à notre animal une classe ASA et lui définir un protocole adapté.

L'anesthésie générale volatile proprement dite a été réalisée en quatre étapes :

- Une phase préparatoire incluant une **prémédication** :

Nous avons utilisé essentiellement l'acépromazine pour la tranquillisation.

- Une phase de réalisation de l'inconscience (**induction**) :

Nous avons utilisé une induction d'abord au sévoflurane sous masque puis au propofol (Provive®) injecté en IVL.

- Une phase d'entretien pendant toute la durée de l'intervention :

Nous avons maintenu l'anesthésie générale à une concentration variant entre 1 et 3% de sévoflurane avec 100% d'oxygène au moyen du circuit non ré-inhalatoire dit de BAIN sur une respiration spontanée.

- Une phase de **réveil** complet de l'animal.

Durant ces 6 cycles d'anesthésie, un total de soixante douze (72) photographies a été réalisées, puis triées et classées par geste technique suivant l'enchaînement des différentes étapes de réalisation pratique de l'anesthésie générale. Pour chaque étape, nous avons élaboré sous forme d'encadré un résumé des connaissances essentielles à acquérir.

Résultats :

1. Sondage.

Cette section présente en nombre et en pourcentages les résultats du sondage effectué.

1.1. Consultation pré-anesthésique.

Tableau n°08 : Nombre et pourcentage des praticiens pratiquant ou non une consultation pré-anesthésique.

Consultation pré-anesthésique	Nombre	Pourcentage (%)
Oui	61	98.39
Non	01	01.61

1.2. Intervalle de temps entre la consultation pré-anesthésique et la chirurgie.

Tableau n°09 : Nombre et pourcentage des praticiens en fonction des différents intervalles entre la consultation pré-anesthésique et la chirurgie.

Intervalle consult-chirurgie	Nombre	Pourcentage (%)
48H	30	48.40
24H	16	25.80
Le jour même	16	25.80

1.3. Classification ASA et examens complémentaires.

Tableau n° 10 : Nombre et pourcentage des vétérinaires pratiquant une classification ASA.

Classification ASA	Nombre	Pourcentage (%)
Oui	6	09.67
Non	56	90.33

1.4. Anesthésie générale volatile ou fixe.

Tableau n°11 : Nombre et pourcentage des vétérinaires pratiquant l'anesthésie générale volatile ou fixe.

Anesthésie générale	Nombre	Pourcentage (%)
Volatile	2	03.22
Fixe	60	96.78

1.5. Halogénés utilisées pour l'anesthésie volatile.

Tableau n°12 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des halogénés utilisés.

Prémédication	Nombre	Pourcentage (%)
Halothane	2	100
Isoflurane	0	0

Sévoflurane	0	0
-------------	---	---

1.6. Technique d'induction.

Tableau n°13 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de leurs techniques d'induction.

Induction	Nombre	Pourcentage (%)
Gazeuse (sous masque)	0	0
Fixe-Kétamine	1	50
Fixe-Propofol	1	50

1.7. Drogues utilisées pour la prémédication.

Tableau n°14 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des drogues utilisées en prémédication.

Prémédication	Nombre	Pourcentage (%)
Phénothiazines (Acépromazine)	56	90.32
Alpha-2-agonistes	2	3.23
Anti-cholinergiques	4	6.45

1.8. Intervalle de temps entre prémédication et induction.

Tableau n°15 : Nombre et pourcentage des praticiens en fonction de l'intervalle de temps observé entre prémédication et induction.

Intervalle prémedic-induction	Nombre	Pourcentage (%)
30mn	25	40.32
20mn	4	06.45
10mn	6	09.68
2mn	1	01.61
Au même temps	26	41.94

1.9. Anesthésiques fixes utilisées.

Tableau n°16 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction des anesthésiques fixes utilisés.

Anesthésiques fixes	Nombre	Pourcentage (%)
Kétamine	39	65
Tilétamine+zolazépam (Zolétil®)	16	26.67
Propofol	5	8.33

1.10. Surveillance des paramètres.

1.10.1. Pratique de la surveillance des paramètres

Tableau n°17 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de la surveillance ou pas des paramètres.

Surveillance des paramètres	Nombre	Pourcentage (%)
Oui	60	96.77
Non	2	03.23

1.10.2. Type de surveillance des paramètres(clinique ou instrumentale).

Tableau n°18 : Nombre et pourcentage des vétérinaires praticiens en fonction de la surveillance clinique ou instrumentale des paramètres.

Surveillance des paramètres	Nombre	Pourcentage (%)
Clinique	60	96.77
Instrumentale	2	03.23

1.10.3. Paramètres surveillés.

Tableau n° 19 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction des paramètres surveillés.

Paramètres surveillés	Nombre	Pourcentage (%)
FC	60	96.77
FR	60	96.77
T°	2	03.23
SpO2	2	03.23
ETCO2	2	03.23
PA	2	03.23
ECG	2	03.23

1.10.4. Fréquence d'enregistrement des paramètres.

Tableau n°20 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de la fréquence d'enregistrement des paramètres.

Fréquence d'enregistrement	Nombre	Pourcentage (%)
05mn	03	04.84
10mn	06	09.67
15mn	03	04.84
30mn	50	80.65

1.11. Surveillance des réflexes.

Tableau n°21 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de leur surveillance ou pas des réflexes.

Surveillance des reflexes	Nombre	Pourcentage (%)
Oui	04	6.46
Non	58	93.54

1.12. Utilisation de fiche anesthésique.

Tableau n°22 : Nombre et pourcentage des vétérinaires en fonction de leur utilisation ou pas d'une fiche anesthésique.

Fiche anesthésique	Nombre	Pourcentage (%)
Oui	02	96.77
Non	60	03.23

2. Atlas photographique.

Les photographies réalisées durant notre travail de fin d'étude présentent successivement la consultation pré anesthésique, la préparation du matériel (machine d'anesthésie, plateaux de cathétérisme veineux et de d'intubation, préparation des drogues et l'aspirateur pour l'extubation) et enfin l'anesthésie proprement dite qui se scinde en quatre étapes à savoir la prémédication, l'induction, l'entretien et le réveil.

2.1. Consultation pré-anesthésique :



-A-

-B-

-C-

-D-

Photo n°12 : Les étapes de réalisation de l'examen clinique pré-anesthésique avec le recueil des commémoratifs de l'animal.

A : Auscultation cardiaque. **B** : Auscultation pulmonaire. **C** : Examen des muqueuses avec TCR.

D : Prise de la température rectale.



-A-



-B-

Photo n° 13 : Les différents emplacements des électrodes lors d'enregistrement des tracés ECG

A : Système standard. **B :** Système de Dubois (Slimani et Bessaa, 2019).



-A-



-B-

Photo n° 14: Réalisation d'une échocardiographie pré-anesthésique chez un chiot

A : Examen écho-cardiographique en 2D. **B :** Une coupe apicale gauche à 4cavités (systole).

Les trois chiots utilisés dans notre travail ont subi un examen clinique complet (voir photos n° 12). Compte tenu du jeune âge de ces sujets, un examen poussé de la fonction cardiaque a été réalisé (voir photo n° 13-14) à la recherche d'éventuelles malformations cardiaques congénitales souvent découvertes fortuitement.

Les trois chiots de notre étude ont été tous classés ASA1.

- ✓ La consultation pré-anesthésique comporte un examen clinique complet avec commémoratif détaillé et des examens complémentaires si besoin.
- ✓ Elle doit être réalisée au minimum 24 à 48 heures avant le jour d'anesthésie.
- ✓ Son but est d'attribuer au patient à opérer une classe ASA sur une échelle allant de 1 à 5 ou U (urgence) nous permettant de lui adapter un protocole anesthésique qui tient compte de son état de santé.
- ✓ La consultation pré-anesthésique ne doit pas être confondue avec la consultation de chirurgie effectuée par le chirurgien en relation avec le motif et l'acte de chirurgie.
- ✓ Les résultats de la consultation pré-anesthésique doivent être conservés dans le dossier du patient et parfois consignés sur la fiche anesthésique l'accompagnant jusqu'après le réveil complet.

2.2. Préparation du matériel :

2.2.1. Machine d'anesthésie :



A

B

Photo n° 15 : Vérification de la source d'oxygène

A : Vanne fermée et manomètre à 0 bar. **B :** Vanne ouverte et manomètre indiquant 75 bar.



A

B

Photo n° 16 : Vérification de la cuve à halogéné.

A : Vérification du niveau d'halogéné. **B :** Remplissage de la cuve à halogéné (Sévoflurane).



A

B

C

Photo n° 17 : Etapes de vérification de la chaux sodée.

A : Vérification et remplacement de la chaux sodée.

B : Serrage de la cuve à chaux sodée.

C : Mention de la date du dernier changement de la chaux sodée.



A

B

Photo n° 18 : Réalisation du test d'étanchéité de la machine d'anesthésie.

A : test du circuit ré-inhalatoire. **B :** Test du circuit de BAIN.

Vérification de la machine d'anesthésie

- ✓ L'oxygène reste le premier médicament de la réanimation. Le niveau de remplissage de la bouteille ou l'état de fonctionnement du concentrateur doivent être vérifiés. Quel que soit le protocole anesthésique utilisé, le risque d'hypoventilation ou d'apnée reste toujours présent. L'oxygène est donc essentiel pour prévenir et / ou traiter les états d'hypoxémie fréquemment rencontrés. En médecine vétérinaire, on recherchera le plus souvent possible à enrichir en oxygène (fraction inspirée en O₂ > 30-50 %) l'air inspiré par l'animal anesthésié.
- ✓ L'évaporateur est le dispositif placé en série avec le débitmètre de gaz vecteur, contenant le liquide anesthésique à administrer sous forme de vapeur. A l'intérieur de l'évaporateur, le gaz vecteur se charge en vapeur anesthésique. Chaque cuve à évaporation est calibrée pour les caractéristiques physico-chimiques d'un anesthésique volatil donné. Avant chaque anesthésie, le bon fonctionnement de la cuve ainsi que son niveau de remplissage doivent être contrôlés. Il arrive que la molette soit grippée, notamment pour les cuves d'halothane qui doivent alors être révisées.
- ✓ Le canister est un dispositif de recyclage des gaz expirés caractéristique des circuits réinhalatoires. Il assure l'absorption du dioxyde de carbone (CO₂) contenu dans ces gaz. Chaque fois que le mélange traverse la chaux sodée, il se décharge de son CO₂. Cette réaction est exothermique et irréversible. Lorsque les particules de chaux sodée sont saturées en CO₂, elles virent selon le type de chaux au violet, au rose ou au bleu grâce à la présence d'un indicateur coloré (indicateur pH).

LES CIRCUITS RÉINHALATOIRES

Avantages

- Plus économique: ces circuits nécessitent un débit de gaz frais faible. Cela en fait des circuits économiquement adaptés à des animaux de plus de 10 kg, en respiration spontanée.
- Peu polluant.
- Moins hypothermisant

Inconvénients

- Résistance à la circulation des gaz : en respiration spontanée, un circuit réinhalatoire est adapté à des patients de plus de 10-12 kg. En ventilation mécanique, ils peuvent être utilisés chez tous les animaux.
- Temps de latence parfois plus long qu'avec un circuit non ré-inhalatoire (débit plus faible)

LES CIRCUITS NON RÉINHALATOIRES

Avantages

- Faible résistance à la circulation des gaz ce qui en fait un circuit adapté aux animaux de moins de 10 kg en respiration spontanée.
- Temps de latence court ce qui offre un contrôle rapide de l'anesthésie. Lorsque l'on augmente le pourcentage d'halogéné afin d'approfondir l'anesthésie, l'effet est pratiquement immédiat puisque le gaz frais ne se mélange pas au gaz recyclé.

Inconvénients

- Plus polluant car les gaz ne sont pas recyclés.
- Peu économe, car ils nécessitent un débit élevé de gaz frais (150 à 200 mL/kg/min avec un minimum d'1 L/min) afin d'éviter que l'animal ne ré-inhale des gaz expirés ; donc peu adapté aux animaux de plus de 10 kg.
- Hypothermisant (d'autant plus que l'animal est petit).

2.2.2. Préparation des drogues :

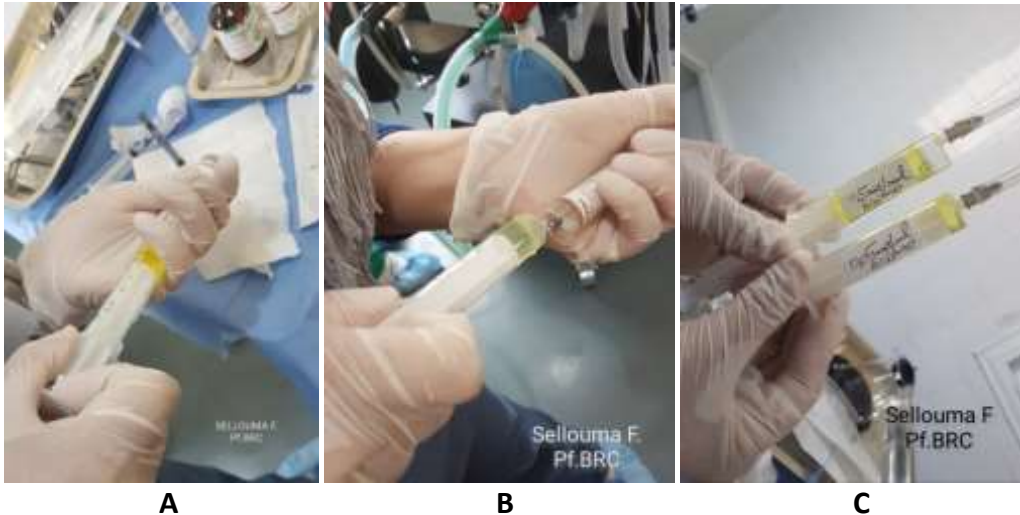


Photo n° 19 :Préparation des drogues de prémédication.

A : Remplissage des drogues en seringues. **B** : Dilution à l'eau PPI.

C : Identification des,seringues prêtes.



Photo n°20 : Plateau des drogues

Calcul de la dose efficace de produit à administrer

La dose de médicament de l'inconscience à injecter doit être calculée selon le poids de l'animal après l'avoir précisément pesé.

$$\text{Dose (mg)} = \text{dose du produit (mg/kg)} \times \text{poids de l'animal (kg)}$$

De plus, elle est conditionnée par :

- l'état général de l'animal.
- la race de l'animal.
- la prémédication utilisée.
- la réponse de l'animal à la prémédication.
- le type de métabolisme assurant l'élimination du produit utilisé.

2.2.3préparation des plateaux de cathétérisme veineux et d'intubation :



Photon° 21 : A droite:Le plateau d'intubation.A gauche:Le plateau de cathétérisme veineux.

Plateau de cathétérisme veineux (Légende)	Plateau d'intubation (Légende)
1- tondeuse	1- pas d'âne ou ouvre bouche
2- alcool	2- sondes endo-trachéales de différentes tailles
3- compresses	3- ruban adhésif
4- garrot	4- laryngoscope
5- cathéters de différents calibres	5- compresses
6- ruban adhésif	6- seringue stérile
7- ciseau	7- dispositif pour fixation de sonde
8- seringues stériles	8- ciseau
9- soluté	
10- perfuseur	

Avant chaque anesthésie

Le plateau technique doit être systématiquement installé, calibré et contrôlé (état de marche, fonctionnalité...). Il doit également être organisé de façon ergonomique, c'est-à-dire que tout matériel doit être facilement accessible sans gêner l'anesthésiste ou le chirurgien (éviter que les câbles et tuyaux ne se croisent).

2.2.4. Préparation de l'aspirateur pour l'extubation :



A

B

Photo n° 22 : Préparation de l'aspirateur de mucosité

A : Aspirateur « NEW ASKIR 30 ». **B :** Sonde d'aspiration

2.3. Anesthésie proprement dite :

2.3.1. Prémédication :

La prémédication a été réalisée à l'aide d'une phénothiazine (Acépromazine) à la dose de (0.25mg) 20 à 30 min avant l'induction.



Photo n° 23 : Un relâchement observé après une injection intramusculaire d'Acépromazine.

2.3.2. Induction :



Photo n° 24 : l'induction par inhalation (sévoflurane) sous masque.



Photo n° 25 : La mise en place de la voie veineuse (au niveau de la veine céphalique).



Photo n° 26 : Induction par injection intraveineuse lente (IVL) du propofol.



Photo n° 27 : Vérification de la position du globe oculaire (basculé fixe).

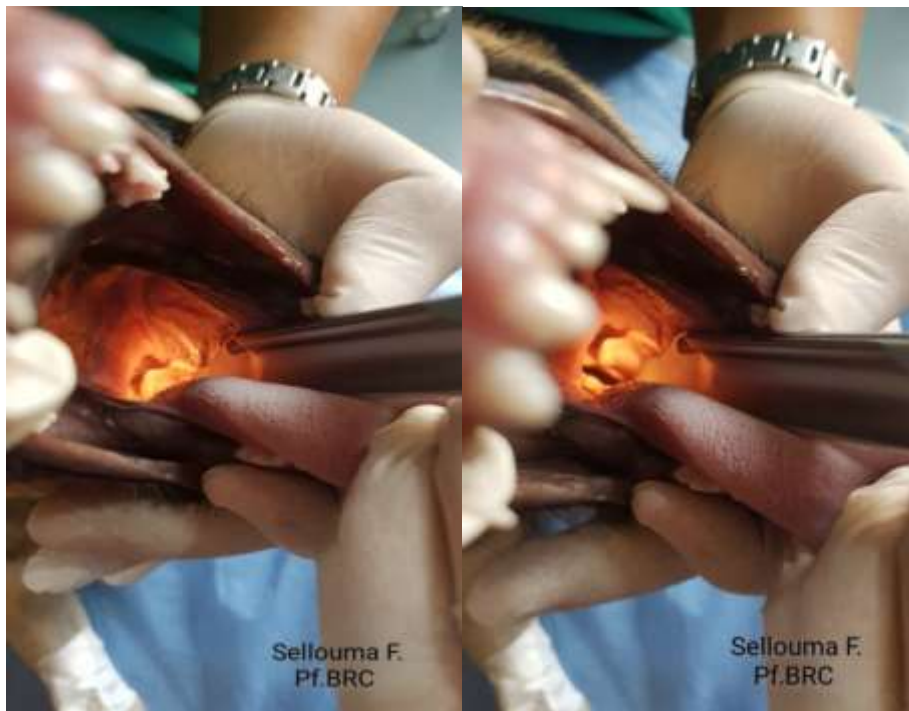


Photo n° 28 : Visualisation de la glotte et des cordes vocales.



Photo n° 29 : La mise en place de la sonde endo-trachéale.



Photo n° 30 : Fixation de la sonde endo-trachéale.



A

B

Photo n° 31 : reconnecter le patient au circuit

A : Gonflement du ballonnet

B : remettre l'animal sur circuit.



Photo n° 32 : Vérification du signe de bonne intubation.

A droit : sonde transparente à l'inspiration des gaz frais. A gauche : Présence de buée à l'intérieur de la sonde à l'expiration de l'air chaud.



Photo n° 33 : Vérification de la ventilation bilatérale.

L'induction sous masque

- ✓ Avant l'induction sous masque, l'animal doit recevoir de l'oxygène pur pendant quelques minutes pour assurer une bonne saturation tissulaire.
- ✓ L'induction est faite avec un pourcentage maximal de 7% de sévoflurane dans un débit d'O₂ de 4 L afin de saturer les alvéoles en sévoflurane.
- ✓ L'intérêt est d'avoir une perte de conscience dans 2 min.

Le choix de la sonde Endo-trachéale est fait suivant :

- ✓ Le poids de l'animal.
- ✓ L'espace entre les narines, donc on prend une sonde de calibre supérieur et une autre de calibre inférieur en cas de...
- ✓ Par l'équation : **$PV/4 + 4$**

Fin d'induction= début d'entretien = stade chirurgical

2.3.3. Entretien :



Photo n° 34 : Surveillance artificielle à l'aide d'un moniteur multiparamétrique

Durant l'entretien

- ✓ Il faut toujours poursuivre l'auscultation cardiaque et respiratoire pour détecter l'échec en cas d'une extubation accidentelle.
- ✓ Entretien gazeux est fait avec le Sévoflurane (de 1 à 3%)
- ✓ Débit d'Oxygène est de 1L dans le circuit de BAIN (**Débit = PV200ml**)



Photo n° 35 : Entretien dans ce cas est fait avec 1.8% du Sévoflurane.

2.3.4. Réveil :

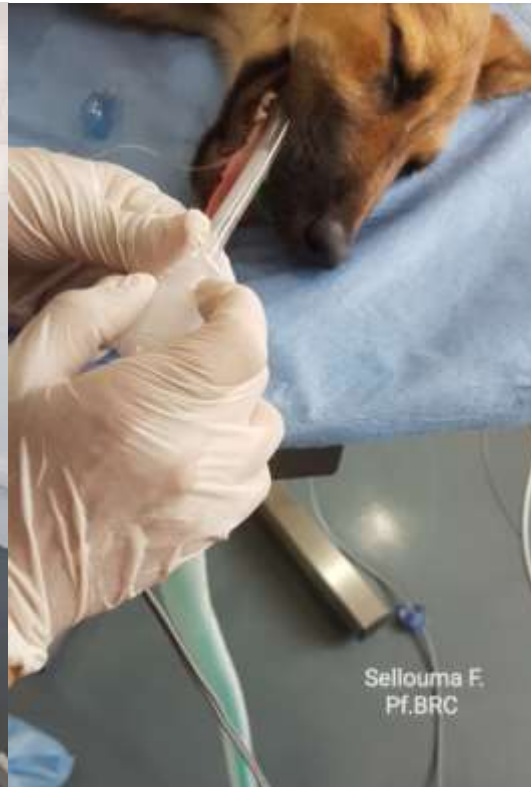


Photo n° 36 : Arrêt du Sévoflurane.



Photo 37° : Vidange du circuit par le système by-pass

L'OXYGÈNE RAPIDE OU « BY-PASS »

Le by-pass est un dispositif (bouton presseur ou vis à pointe) permettant à l'oxygène pur (O_2) de passer directement du détendeur au circuit patient en court-circuitant le débitmètre et le vaporisateur. Il délivre 40 à 60 litres d' O_2 pur par minute en aval de l'évaporateur, juste à l'entrée du circuit patient. Ce système est utilisé dans les situations d'urgence lors d'intoxication, d'arrêts cardiaques ou toute autre situation requérant de l'oxygène pur...

L' O_2 est le premier médicament de la réanimation. Il est également utilisé pour rincer le circuit anesthésique lors du réveil. Lorsque le secteur basse pression d'un appareil d'anesthésie volatile est alimenté en oxygène par un concentrateur électrique d'oxygène, le dispositif d'oxygène rapide s'avère moins efficace (débit et pression insuffisants).



A



B

Photo 38° : **A** : Dégonflement du ballonnet. **B** :l'aspiration de la mucosité avant et après extubation pour éviter la fosse déglutition

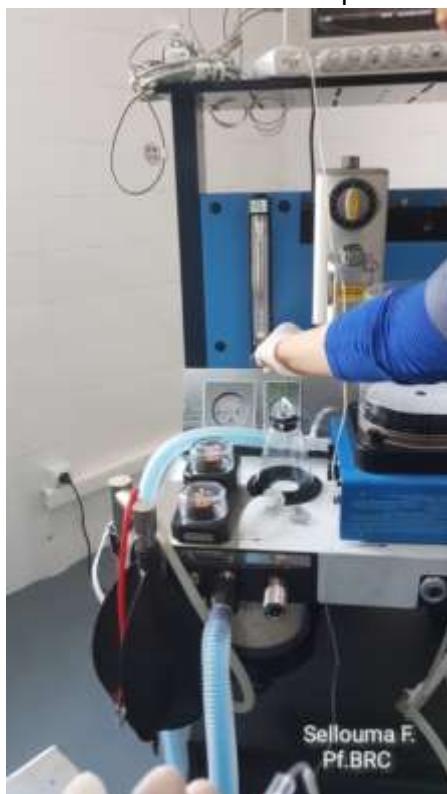


Photo 39° : Oxygénation post-anesthésique.

L'animal doit recevoir une quantité d'oxygène post anesthésique pour éliminer tout halogéné résiduel dans ses poumons.

Perturbation des paramètres :



Photo 40° : Tachypnée avec une normo ventilation observé chez Flooky

Discussion

Consultation pré-anesthésique :

La consultation pré-anesthésique doit être réalisée, en présence du propriétaire, dans les 48 à 72 heures qui précèdent l'anesthésie. Elle a pour but d'évaluer l'état général du patient, afin de détecter des anomalies physiques et/ou métaboliques, susceptibles de majorer les risques anesthésiques.

Elle comprend plusieurs étapes, le recueil des commémoratifs, l'examen clinique général le plus complet et précis possible, et enfin, les examens complémentaires. Ces trois phases permettent de déterminer le risque anesthésique encouru en s'appuyant sur la classification ASA. Les informations collectées sont indispensables pour l'établissement du protocole anesthésique le mieux adapté à l'état de santé du patient et à la durée du geste à réaliser et l'anticipation des incidents éventuels.

Notre sondage a révélé que 98.39% des praticiens questionnés déclare pratiquer une consultation pré-anesthésie et seulement 1.61% déclarent ne pas le faire (voir tableau n° 08). Cependant, cette information s'avère erronée (certainement par malentendu), une fois comparée au pourcentage des vétérinaires procédant (9.67%) ou pas (90.33%) à une classification ASA (voir tableau n° 10). Les 56 sur 62 praticiens (90.33%) ont déclaré ne pas avoir connaissance de cette notion de classification ASA. Face à cette situation, Il nous serait permis de conclure que tous les animaux opérés seront considérés comme ASA1 et subiront le même protocole anesthésique. Cette attitude risquerait d'exposer les patients des autres classes ASA à un risque anesthésique.

Anesthésie générale proprement dite

Notre enquête menée par sondage téléphonique sur un échantillon de 62 vétérinaires praticiens répartis sur 11 wilayas du pays (6 au centre, 4 à l'est, 3 à l'ouest) a révélé que 3.22% seulement pratiquent l'anesthésie volatile et 96.78% l'anesthésie générale fixe (Voir tableau n° 11) par ré-administrations itératives de la kétamine (65%), l'association de la tilétamine-zolazépam (26.66%) et le propofol (8.33%) (Voir tableau n° 16).

L'entretien de la narcose par bolus itératif consiste à maintenir l'anesthésie par des injections répétées d'une faible dose d'agent anesthésique chaque fois que l'animal commence à se réveiller. Cette technique, bien que largement utilisée pour sa simplicité, semble être la

méthode la plus chaotique et la plus instable car l'animal passe constamment d'une anesthésie très profonde à une anesthésie très légère (Verwaerde et Estrade, 2005).

De plus, les agents fixes utilisés par les vétérinaires praticiens selon les résultats de notre enquête (kétamine et tilétamine-zolazépam) sont les moins adaptés pour réaliser un entretien de l'inconscience par bolus itératif.

Ainsi, la kétamine (d'une durée d'action initiale d'environ 20-30 minutes) utilisée en répétant des bolus à la demi-dose d'induction entraîne souvent une prolongation du réveil.

Dans le cas de l'association tilétamine-zolazépam (d'une durée initiale de 30-40 min) ré-administrée à demi-dose, il faut souligner que la métabolisation et l'élimination de la tilétamine et du zolazépam ne se réalisent pas à la même vitesse. Des ré-administrations trop nombreuses (plus de 2 ou 3) sont souvent à l'origine de réveil prolongé et inconfortable chez le chien (Weil, 2019).

Contrairement au dissociatifs, le Propofol (d'une durée d'action initiale de 10 – 15 minutes) qui malheureusement n'est utilisé que par 8.33% des vétérinaires praticiens questionnés dans notre enquête, ne s'accumule pas et sa cinétique n'est quasiment pas modifiée par les ré-administrations itératives et sa durée de réveil n'est donc pas modifiée significativement.

Ainsi, bien que l'entretien par bolus itératif n'est pas recommandé, le propofol s'avère le médicament disponible, pharmacocinétiquement le mieux adapté à ce type de procédure notamment pour les praticiens qui opte pour une anesthésie fixe (Verwaerde et Estrade, 2005).

Une bonne alternative au bolus itératif pourrait s'offrir aux vétérinaires ne pouvant pas réaliser une anesthésie volatile, il s'agit de l'administration en perfusion des agents fixe qui procure une narcose stable. Cette méthode d'entretien est assez simple à mettre en œuvre et ne requiert comme matériel spécifique d'un dispositif de régulation du débit de la perfusion (pousse-seringue ou pompe à perfusion) ou à défaut une tubulure pédiatrique (60 gouttes / ml) (Weil, 2019).

Même si la kétamine peut être administrée en perfusion seule ou associée à la xylazine, Le propofol reste l'agent idéal pour entretenir une narcose par perfusion car il est rapidement redistribué et métabolisé (en métabolite inactif). La récupération après l'arrêt de la perfusion est rapide chez le chien.

Malheureusement, aucun des vétérinaires praticiens questionnés dans notre enquête ne pratique l'administration en perfusion des agents anesthésiques fixes.

Face à l'anesthésie fixe pratiquée par bolus itératif d'un agent anesthésique associatif, l'administration par inhalation ou l'anesthésie volatile représente un meilleur choix justifié par l'efficacité, la sécurité et le confort.

Les avantages de l'anesthésie volatile comparée une anesthésie fixe par un agent dissociatif peuvent être résumée comme suit :

Les dissociatifs (kétamine) procurent une pseudo-narcose avec conservation des réflexes d'où l'impossibilité d'évaluer la profondeur de la narcose par surveillance clinique de ces derniers.

Les halogénés (notamment le sévoflurane) ont beaucoup d'avantages par rapport aux agents anesthésiques fixes (notamment la kétamine) sur les plans suivants :

- Profondeur de la narcose.
- Rapidité d'induction et de réveil (Réveil au sévoflurane par exemple est rapide « 5 -15 mn » et confortable alors qu'avec la kétamine il est lent « 4-5h » avec vocalisation, agitation contractures et tremblements fréquents).
- Toxicité (puissance et sécurité).
- Réversibilité (facile et rapide pour les halogénés, impossible pour les fixes sauf cas d'une administration en perfusion ou cas de certaines drogues participant à l'inconscience anesthésique et ayant des antidotes comme les alpha-2-agonistes « métédomidine-atipamézole »), leur antagonisation accélère le retour à la vigilance. Contrôle continu de l'administration et modulation de la profondeur de l'anesthésie.
- Intubation systématique procure une protection des voies aériennes et assure une possibilité d'oxygénation permanente du patient.
- Durée d'anesthésie (prolongée pour les halogénés « notamment sévoflurane » et limitée pour les anesthésiques fixe « notamment la kétamine » qui se maintient par des bolus itératifs).
- Absence de contre-indications absolues pour les halogénés en médecine vétérinaire.

Malheureusement, seulement 3.22% vétérinaires questionnés représentant 2 sur 62 pratiquent l'anesthésie volatile. Pour ces deux vétérinaires, un (50%) pratique l'induction à la kétamine et l'autre (50%) au propofol. Les deux praticiens (100%) utilisent l'halothane pour l'entretien de l'anesthésie et aucun (100%) n'utilise l'induction sous masque à l'halogéné (voir tableau n° 13).

Cependant, il est à souligner que les vétérinaires pratiquant l'anesthésie volatile ne représentent malheureusement que 2 sur 62 praticiens questionnés dans notre enquête, ce qui surestime considérablement les pourcentages calculés pour cette fraction de l'échantillon de sondage au regard des questions relatives aux détails de la conduite d'une anesthésie volatile.

Pour le vétérinaire qui pratique l'**induction** à la kétamine, il faut souligner qu'en raison de la conservation des réflexes notamment l'oro-pharyngé l'intubation sera difficile avec les mouvements de la glotte et des cordes vocales d'où la nécessité d'utiliser dans ce cas d'un anesthésique local de contact en spray. Le propofol s'avère le meilleur choix pour l'induction car il procure un silence total de la glotte ainsi qu'une apnée passagère qui facilite le geste et réduit les risques d'intubation endo-trachéale.

Quant au choix du gaz anesthésique, les 2 vétérinaires pratiquant l'anesthésie volatile utilisent l'halothane ce qui se justifie par la disponibilité et le coût réduit. Dans notre travail de fin d'étude, nous avons utilisé un gaz anesthésique de meilleure qualité et beaucoup moins de risque qui est le sévoflurane. Ce dernier présente par rapport à l'halothane plusieurs avantages pouvant se résumer comme suit :

- Grâce sa concentration alvéolaire minimale (**MAC**) élevée, le sévoflurane (MAC : 2.3) est trois fois moins puissant que l'halothane (MAC : 0.8) et confère de ce fait trois fois plus de sécurité (Dugdale, 2010).
- En raison de sa **solubilité plasmatique** faible, le sévoflurane (0.68) a une induction et un réveil plus rapides que l'halothane (2.54) car il est presque quatre fois moins soluble dans le plasma que l'halothane. Il est à noter que la solubilité plasmatique d'un halogéné est inversement corrélée à sa rapidité d'action et d'élimination (Bourdeaux, 2012).
- L'intérêt d'utilisation du sévoflurane (sécurité « forte MAC » et rapidité d'action « Solubilité faible ») pour l'induction sous masque et le risque d'utilisation de l'halothane lié au stress prolongé et libération des catécholamines qui ont un effet arythmogène (Weil, 2019).

Surveillance de l'anesthésie

La surveillance de l'anesthésie est un acte indispensable permettant d'évaluer la profondeur de la narcose ainsi que ses conséquences sur les fonctions vitales (cardiovasculaire, respiratoire et

métabolique). La surveillance a pour but de dépister précocement toute anomalie fonctionnelle vitale et d'y remédier rapidement avant qu'elle ne s'aggrave.

La surveillance clinique des réflexes

La surveillance de la disparition des réflexes permet d'apprécier la profondeur de l'anesthésie alors que la recherche de leur réapparition représente la surveillance du réveil. Les réflexes utilisés dans cette surveillance sont la position des globes oculaires, les réflexes oculaires, le diamètre pupillaire, le tonus musculaire, les réflexes oropharyngés, réflexe de flexion et contrôle des sphincters.

Quatre vétérinaires parmi 62 représentant le pourcentage de 6.46% ont déclaré surveiller les réflexes pour apprécier la profondeur de l'anesthésie. Pour ces vétérinaires, il est à souligner que l'entretien de l'anesthésie par un dissociatif (kétamine ou tilétamine) interfère totalement avec l'utilisation de la surveillance clinique des réflexes comme moyen d'apprécier la profondeur de l'anesthésie ou de rechercher le réveil, car les dissociatifs conservent ces réflexes durant toute l'anesthésie.

La surveillance des paramètres cardio-vasculaires, respiratoires et métaboliques :

Les 96.77% des praticiens questionnés déclarent pratiquer la surveillance des paramètres cardio-vasculaires, respiratoires et métabolique pendant l'anesthésie et 3.23% seulement déclarent ne pas le faire (voir tableau n° 17). Cependant, cette information perd sa valeur une fois confrontée à celles recueillies des tableaux n° 11 et 12 stipulant que 96.77% des praticiens pratique une surveillance clinique de seulement deux paramètres qui sont la fréquence cardiaque et respiratoire. En effet, seulement 3.23% des vétérinaires pratiquent une surveillance instrumentale (au moyen d'un moniteur de surveillance) de la totalité des paramètres. Ce pourcentage représente évidemment les 2 praticiens disposant d'une machine d'anesthésie dotée d'un moniteur multiparamétrique.

La fiche anesthésique :

La tenue d'une fiche d'anesthésie revêt un intérêt capital et permet de consigner au fur et à mesure la variation des différents paramètres des fonctions vitales. Sur cette fiche de suivi seront notées à intervalles réguliers les fréquences cardiaque et respiratoire, ainsi que les données instrumentales (Et CO₂, SpO₂, t°...), l'ensemble des événements (anesthésiques ou chirurgicaux) et les médicaments utilisés.

La tenue en temps réel de cette fiche offre la possibilité d'intervenir à temps lors d'une altération des paramètres afin de prévenir l'arrêt cardio-respiratoire. Elle permet notamment de repérer une éventuelle dérive anesthésique et de définir les responsabilités et les erreurs en cas d'incident fatal. Dans la pratique de l'anesthésiologie humaine, cela représente une obligation médico-légale. En médecine vétérinaire elle constitue un support médical utile en cas de litige.

Il existe plusieurs modèles de fiches anesthésiques qui diffèrent selon les conceptions personnalisées des structures médicales et vétérinaires mais qui demeurent équivalente en matière de contenu. Ainsi, dans ce présent travail, nous avons conçu un modèle de fiche simple (Voir Annexe n°01) qui sera adopté au niveau de la plateforme biotechnologique en reproduction des carnivores, lieu de réalisation de notre projet de fin d'étude.

Dans notre enquête, 96.77% des vétérinaires n'utilisent pas malheureusement de fiche anesthésique. Ce résultat s'explique bien par le fait que ce même pourcentage de praticiens ne pratique qu'une surveillance clinique de la FC et la FR.

Il est à signaler que parmi les 2 vétérinaires pratiquant l'anesthésie volatile et possédant un moniteur multiparamétrique, un seul a déclaré tenir en temps réel une fiche anesthésique. L'autre vétérinaire a déclaré utiliser à posteriori le rapport enregistré automatiquement par le moniteur.

A l'égard de ce point, nous voudrions évoquer encore une fois l'intérêt capital de la surveillance au fur et à mesure des paramètres et leur enregistrement en temps réel afin de pouvoir intervenir à temps en cas de perturbation des paramètres et prévenir ainsi l'incidence fatale d'un arrêt cardio-respiratoire.

Afin de mettre en exergue l'importance de la surveillance des paramètres, nous exposant ci-après le cas concret du chiot Flooky anesthésié lors de la réalisation de ce présent travail et qui a subitement présenté pendant la phase d'entretien de l'anesthésie une perturbation des paramètres avec une tachypnée (87 mouvements/min) associée à une normo-ventilation (ETCO₂ 41 mmHg) ainsi qu'une hypotension (TA : 74mmHg/34mmHg). Le reste des paramètres étaient sans particularités (Voir photo n° 40). En se référant au diagramme décisionnel des conduites à tenir pour faire face à une altération de la fréquence ou du rythme respiratoire (Voir annexe n°05) et en adoptant une démarche par élimination, nous avons pu conclure qu'il s'agissait d'un défaut d'apport d'oxygène et que la tachypnée était là pour compenser cette

hypoxémie pour maintenir une saturation en oxygène satisfaisante (SpO₂ 98%) et une normo-ventilation (capnographie entre 35 – 45mmHg). Une vérification du système complet d'apport en O₂ nous a rapidement permis de détecter que notre sonde endo-trachéale s'était trop engagée dans la trachée provoquant une intubation bronchique unilatérale confirmée par auscultation des deux champs pulmonaires. Les paramètres respiratoires se sont stabilisés rapidement après le repositionnement de la sonde endo-trachéale. La chute de la pression artérielle semble être due à l'état initial légèrement déshydraté du chien Flooky ainsi qu'à l'effet hypotenseur de l'acépromazine, du propofol et du sévoflurane notamment que l'intervalle de temps entre la prémédication et l'induction était écourté à 5 min. Cette hypotension a été corrigée par la mise en place d'une perfusion d'un soluté cristalloïde.

Cette altération des paramètres aurait évolué en l'absence d'une surveillance en temps réel et d'une intervention en urgence, vers l'arrêt cardio-respiratoire.

Conclusion

En fin de ce travail, nous concluons ce qui suit :

- La majorité écrasante des vétérinaires questionnés (96.78%) pratiquent une anesthésie générale fixe par ré-administrations itératives de la kétamine (65%), l'association de la tilétamine-zolazépam (26.66%) et le propofol (8.33%). Seulement les 3.22% praticiens restant pratiquent une anesthésie volatile entretenue à l'halothane après une induction à la kétamine (50%) ou au propofol (50%).
- La surveillance des réflexes est pratiquée par 4 vétérinaires sur 62 (6.46%) afin d'apprécier la profondeur de la narcose malgré l'utilisation des agents dissociatifs (kétamine ou tilétamine) qui conservent ces réflexes durant toute l'anesthésie.
- La surveillance instrumentale de la totalité des paramètres cardio-vasculaires, respiratoires et métaboliques n'est pratiquée que par 3.23% seulement des vétérinaires questionnés. La grande majorité (96.77%) ne surveille que la fréquence cardiaque et respiratoire sans utiliser de fiche anesthésique.

Recommandations

Sur la base de ce qui précède, nous voudrions recommander:

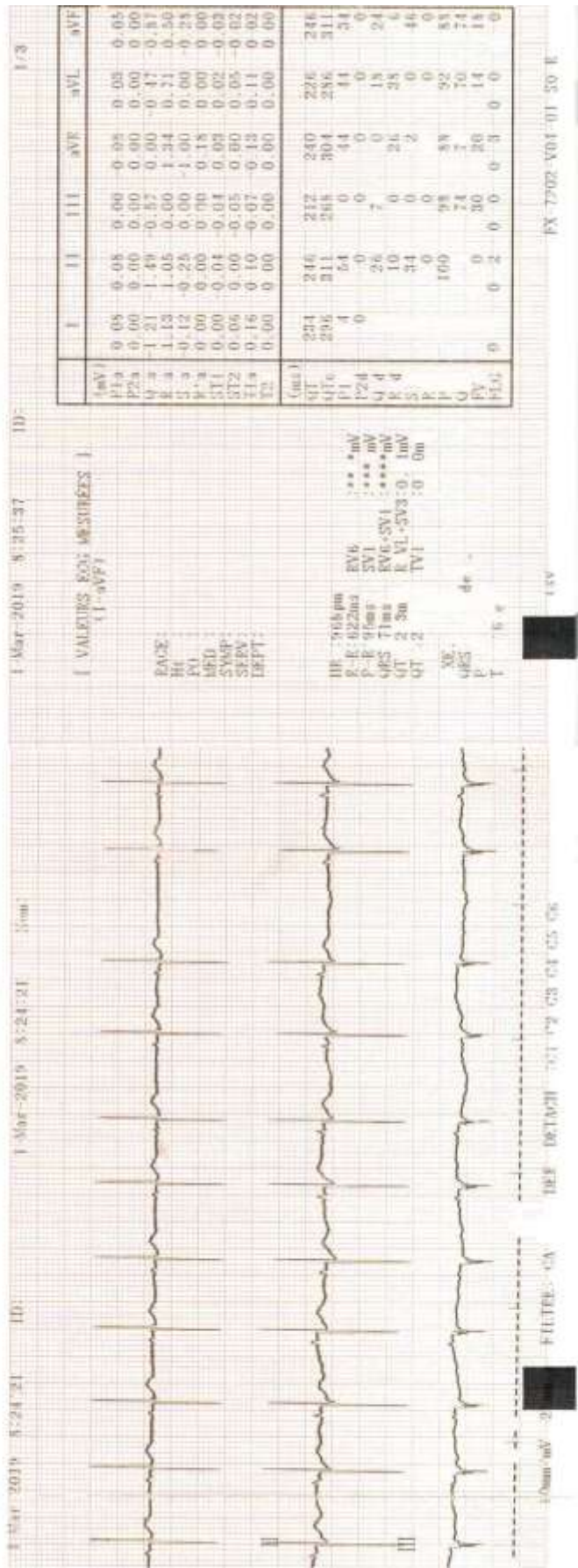
- A l'intention des vétérinaires désireux de se lancer en anesthésie volatile de:
 - Pratiquer systématiquement une consultation pré-anesthésique avec une classification ASA.
 - Eviter les agents dissociatifs pour l'induction afin de pouvoir surveiller les réflexes et apprécier la profondeur de la narcose.
 - Entretenir la narcose avec un halogéné de qualité (sévoflurane) si possible.
 - Observer une surveillance instrumentale des paramètres cardio-vasculaires, respiratoires et métaboliques répertoriés en temps réel sur une fiche anesthésique.

- A l'intention des praticiens qui préfèrent ou doivent adopter une anesthésie générale fixe de :
 - Eviter l'entretien de la narcose par bolus itératif des agents anesthésique fixes au profit d'une administration en perfusion au moyen des dispositifs de régulation du débit (pousse-seringue ou pompe à perfusion) ou à défaut une tubulure pédiatrique (60 gouttes / ml).
 - Si le bolus itératif (l'administration répétée d'une faible dose) d'un agent anesthésique fixe s'impose, éviter les dissociatifs au profit du propofol qui demeure le médicament disponible, pharmacocinétiquement le mieux adapté à ce type de procédure.

Les références bibliographiques

- Bednarski, R. et al., 2011, AAHA anesthesia guidelines for dogs and cats. Journal of the American Animal Hospital Association, 47, pp. 377-385.
- Bessaa Z., Slimani A., 2019, Etude comparative entre les trois système de dérivation électrocardiographique chez le chien (Standard, du bois et CEPB), PFE, institut des sciences vétérinaire de blida, Université blida1.
- Beths, T. et Pydendop, B., 2007, Les techniques d'anesthésie injectable. Le Point Vétérinaire. Vol. 38, NS, pp. 57-62.
- Bourdeaux D., 2012, Sédation de longue durée par sévoflurane et AnaConDa® en réanimation : étude clinique et pharmacocinétique. Médecine humaine et pathologie. Université d'Auvergne - ClermontFerrand I, 2012. Français.
- Cuvelliez, S. et al., 2007, Anesthésie : définition, risque et responsabilité. Le Point Vétérinaire., Vol. 38, NS, pp. 9-11.
- Cuvelliez, S. et Junot S., 2007 Phase de réveil et période postopératoire immédiate. Le Point Vétérinaire., Vol. 38, NS, pp. 137-139.
- Desbois, C. et Troncy, E., 2007, Principes généraux de l'anesthésie volatile. Le Point Vétérinaire., Vol. 38, NS, pp. 75-80.
- Dugdale, A. 2010, Inhalation anesthetic agents . In Veterinary anesthesia - Principles to practice, chapter 8.
- Farges C., 2012, étude sur la pratique et les moyens mis en œuvre pour l'anesthésie des chien- résultats d'une enquête en ligne auprès des vétérinaires praticiens français,PFE, Vetagro Sub, Université de lyon.
- Fitz-Henry, J. 2011, The ASA classification and peri-operative risk. The Annals of The Royal College of Surgeons of England. 93 (3), pp. 185-187.
- Hall L.W, Clarke K.W, Trim C.M., 2001, General pharmacology of the injectable agents used in anaesthesia. In Veterinary anaesthesia 10th edition, W.B. SAUNDERS, London. 113-131.
- 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.
- Holopherne D, Gogny M., 2007, Les molécules de l'analgésie. Point Vét, 38, NS, 25- 31.
- Jourdan, G. et al., 2005, Comment établir un protocole anesthésique chez le chien et le chat. Le Nouveau Praticien Vétérinaire. 25, pp. 15-19.
- KO J. C., 2019, small animal anesthesia and pain management. Second edition. CRC Press Taylor & Francis Group 6000 Broken Sound Parkway NW, Suite 300 Boca Raton, FL 33487-2742.
- Lamarre, C., 2003, L'utilisation de la sédation en pédiatrie. Le médecin du Québec., Vol. 38, 2, pp. 59-72.
- Lamarre, J., 2011, Enjeux psychologiques de l'euthanasie des carnivores domestiques : point de vue de l'étudiant vétérinaire. Thèse de doctorat vétérinaire, Faculté de Médecine, Créteil, 74p.
- Muir W, Lerche P, Wiese A, Nelson L, Pasloke K, Whitem T., 2009, The cardiorespiratory and anesthetic effects of clinical and supraclinical doses of alfaxalone in cats. Veterinary Anaesthesia and Analgesia, 36, 42-54.

- Muir, W. W., 2007, Considerations for general anesthesia. In Tranquilli W. J., Thurmon J. C., Grimm K. A., Lumb and Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia, Fourth Edition, Chapter 2..
- Pydendop B., 2007, Les molécules de l'anesthésie fixe. Point Vétérinaire 38, NS, 63-66.
- Pydendop, B., 2007, Les molécules de la prémédication. Le Point Vétérinaire., Vol. 38, NS, pp. 51- 55.
- Steffey, E.,1996, Inhalation anesthetics. In Thurmon, J., Tranquilli, W. and Benson, G. Veterinary anesthesia: Williams and Wilkins, pp. 297-329.
- Thurmon, J. C. and Short, C. E., 2007, 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..
- VERWAERDE P., ESTRADE C., 2005, Vade Mécum d'Anesthésie des carnivores domestiques, Éditions MED'COM.
- Weil B. et KO J.C., 2019, *In* Airway management and ventilation, small animal anesthesia and pain management, Secend edition, KO J.C., CRC Press Taylor & Francis Group 6000 Broken Sound Parkway NW, Suite 300 Boca Raton, FL 33487-2742



1-Mar-2019 8:24:21 ID: 130

1-Mar-2019 8:24:21 ID: 130

1-Mar-2019 8:25:37 ID: 130

(VALEURS ROUGES MESUREES)
 (1-avf)

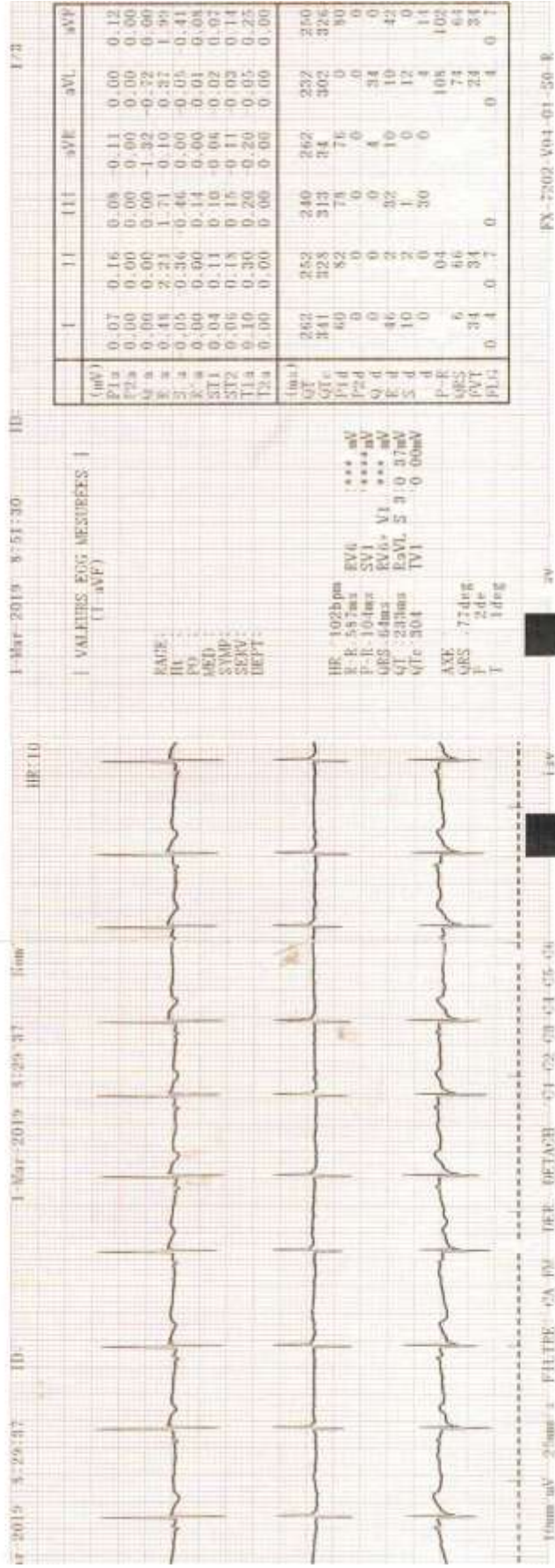
	I	II	III	aVR	aVL	aVF
P1a	0.05	0.08	0.00	0.00	0.00	0.05
P2a	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
Q1a	1.21	1.49	0.57	0.00	0.17	0.87
Q2a	1.13	1.05	0.00	1.34	0.71	0.50
Q3a	0.12	0.23	0.00	1.00	0.00	0.23
Q4a	0.00	0.00	0.00	0.18	0.00	0.00
ST1	0.00	0.04	0.04	0.00	0.02	0.03
ST2	0.06	0.00	0.05	0.00	0.05	0.02
ST3	0.16	0.10	0.07	0.13	0.11	0.02
ST4	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

	I	II	III	aVR	aVL	aVF
QT	234	246	232	240	226	248
QTc	236	211	268	304	286	311
PR	4	54	0	44	41	24
PRP	0	0	0	0	0	0
QRS	26	7	0	0	18	24
QRS	10	0	0	26	28	6
ST	34	0	0	2	0	46
ST	0	0	0	0	0	0
T	100	93	58	58	92	83
U	0	74	7	7	70	74
PV	0	30	20	14	14	14
PLG	0	0	0	0	0	0

PR: 908 μm EV6: *** mV
 P-R: 622ms SV1: *** mV
 QRS: 71ms EV6-SV1: *** mV
 QT: 2.3s E VL-SV3: 0.1mV
 QTc: 2.2 TV1: 0.0m

ME: 4+
 QRS: 6+
 T: 6+

10mm/mV REF DETACH 51 72 53 54 55 56
 FUTURE - CA
 FX 7502-V04-01 50 R



Anesthésie Fixe

Peu chère et rapide à mettre en œuvre elle est irréversible: une fois que l'injection est faite il n'y a plus moyen de moduler ou d'écourter l'anesthésie quoiqu'il arrive. Si la chirurgie se prolonge il faudra renouveler le protocole avec le risque d'apparition d'un effet cumulatif entraînant un réveil très long et parfois agité. De plus la myorelaxation est souvent médiocre ce qui exclut toute possibilité de chirurgie osseuse.

En cas de problème (apnée, syncope, arrêt cardiaque...) les procédures de réanimation sont beaucoup plus longues à mettre en place (souvent pas de cathéter intra veineux, pas d'intubation trachéale) et donc moins efficaces.

Anesthésie Volatile

Plus onéreuse et plus longue à mettre en œuvre mais elle est modulable en intensité et en durée (en faisant varier le débit du gaz anesthésique) et elle procure une excellente myorelaxation (indispensable lors de chirurgie osseuse). La durée de la chirurgie n'est plus un problème puisque tant que le gaz anesthésique est inhalé l'animal dort. Le réveil est rapide (15 à 30 mn après l'arrêt de l'inhalation du gaz).

En cas de problème les manœuvres de réanimation peuvent être immédiatement mises en place puisque il y a un cathéter qui permet un accès veineux pour l'injection directe de médicaments et une intubation trachéale qui permet une oxygénation permanente et modulable.

Acepromazine

DESCRIPTION

Phénolhiazique tranquilisant de la classe des neuroleptiques. Antagoniste des récepteurs à la dopamine, l'acépromazine est aussi un antagoniste des récepteurs sérotoninergiques, histaminergiques, alphas-adrénergiques et cholinergiques. L'acépromazine est le neuroleptique le plus utilisé chez les carnivores domestiques pour lesquels il dispose d'une AMM.

PROPRIÉTÉS

- Tranquillisation dose-dépendante, anti-arythmique, antiémétique, antispasmodique.
- Diminution du seuil de déclenchement des convulsions, dépression centrale de la thermorégulation et vasodilatation.
- Ne possède aucune propriété analgésique intrinsèque.

INDICATIONS

Prémédication, contention chimique et neuroleptanalgie Amélioration des qualités de l'induction et du réveil anesthésique Potentialisation de l'inconscience et de la myorelaxation des anesthésiques généraux (fixes et volatils) Potentialisation de l'analgésie des morphiniques

EFFETS INDÉSIRABLES

Hypotension (vasodilatation périphérique) et dépression de l'inotropie myocardique dose-dépendantes, bradycardie par renforcement vagal, poïkylothermie et tendance nette à l'hypothermie, diminution jusqu'à 50 % de l'hématocrite et de la protéinémie totale, retard à la vidange gastrique et prolongation du transit intestinal. Aux doses thérapeutiques, la dépression respiratoire est faible et compensée par une augmentation du volume courant. Induit des faux négatifs lors de skin-test.

CONTRE-INDICATIONS ABSOLUES

Insuffisance hépatique sévère, épilepsie et contexte de convulsions (myélographie, chirurgie rachidienne), insuffisance cardiaque sévère, état de choc compensé ou décompensé, patient pédiatrique, déshydratation supérieure à 5% non corrigée.

PHARMACOCINÉTIQUE ET POSOLOGIE

Fixation protéique proche de 99%

Métabolisation hépatique et élimination urinaire

Doses chien et chat : 0,01 à 0,05 mg/kg IM, IV, SC dose maximale 3 mg in toto

Latence d'apparition de l'effet : environ 15 min après IV

Effet maximal : 30 à 60 min après administration

Durée d'effet selon la dose : 3 à 6 h

CALMIVET (V) disponible en formes orales ou injectable à 5 mg/mL

VETRANQUIL (V) disponible en formes orales ou injectable à 5 mg/mL et 10 mg/mL

Remarque : Les doses indiquées sur les notices de ces médicaments sont généralement considérées comme 10 fois trop élevées pour la majorité des indications chez le chien et le chat.

Halothane

DESCRIPTION

Anesthésique général volatil halogéné moyennement liposoluble, modificateur de l'activité du système nerveux central administré par voie respiratoire. Sa pression de vapeur saturante à 20 °C est de 244,1 mmHg. L'halothane dispose d'une AMM vétérinaire. PROPRIÉTÉS - Dépression dose dépendante du système nerveux central et des fonctions cardiorespiratoires. - Très peu irritant pour les voies aériennes supérieures. - Augmentation du débit sanguin cérébral et de la production de liquide céphalorachidien. - Sensibilisation du myocarde à l'arythmogénicité des catécholamines.

INDICATIONS

- Induction par voie respiratoire d'une myorelaxation et d'une narcose anesthésique.
- Entretien par voie respiratoire d'une myorelaxation et d'une narcose anesthésique de courte à longue durée.

EFFETS INDÉSIRABLES

Lors d'induction par voie respiratoire, l'odeur aromatique forte (liée en partie à son excipient, le thymol) peut être à l'origine d'un stress notamment chez le chat. Baisse de pression artérielle (inotrope négatif et vasodilatateur), troubles du rythme notamment ventriculaire chez les animaux stressés, augmentation de la pression intra crânienne. Dépression ventilatoire dose dépendante, modérée aux concentrations usuelles. Hyperthermie maligne décrite chez le chien et le chat. Tératogénicité identifiée (chez l'homme et l'animal), hypothermisant. Une nécrose hépatique, bien que rare, peut se produire avec l'utilisation de l'halothane, son incidence augmente à chaque utilisation et concerne donc plus les personnels exposés que les animaux (notion de pollution des salles). Des doses élevées d'halothane peuvent provoquer une atonie utérine et des saignements post-partum.

CONTRE-INDICATIONS ABSOLUES

Anesthésie préalable à l'halothane ayant été suivie d'une fièvre inexplicquée, un ictère ou d'autres signes de dysfonctionnement hépatique. Historique d'hyperthermie maligne. Hépatite ou dysfonction hépatique chroniques. Début de gestation (premier tiers). Traumatisme crânien.

INTERACTIONS MÉDICAMENTEUSES

Acétaminophène, dopamine, adrénaline, aminoglycosides, lyncomycine, curares non dépolarisants.

PHARMACOCINÉTIQUE ET POSOLOGIE

Métabolisme hépatique (20 à 50 % chez l'homme) à l'origine d'un composé fluoré à potentialité néphrotoxique. Elimination respiratoire et rénale. Concentration alvéolaire minimale (MAC): Chien : 0,76 %, Chat : 0,82 % Induction : 2-4 ‰, relativement rapide. Entretien : entre 1,5 et 2 fois la MAC et moins selon association médicamenteuse Réveil : progressif plus ou moins lent, décubitus en 50-45 min après l'arrêt de l'entretien

Kétamine

DESCRIPTION

Anesthésique général dissociatif, phencyclidine antagoniste des récepteurs NMDA (N-méthyl D-aspartate), agoniste GABA interagissant avec les récepteurs opioïdes, la kétamine est un modificateur de l'activité du système nerveux central par une action combinée activatrice et inhibitrice de différents étages cérébraux. La kétamine dispose d'une AMM vétérinaire.

PROPRIÉTÉS

- Dissociation fonctionnelle du système nerveux central : état de pseudo-narcose dit d'anesthésie dissociative avec conservation de différents réflexes (flexion, oro-pharyngés, palpébraux,...).
- Cardiot stimulante (inotropie et chronotropie positives) augmentant la consommation d'oxygène notamment du myocarde.
- Réduction du seuil de déclenchement des convulsions.
- Augmentation de la pression intracrânienne, de la pression intraoculaire et du tonus musculaire.
- Co-analgésique ayant un effet analgésique intrinsèque faible essentiellement somatique

INDICATIONS

En association :

- Prémédication ou contention chimique de courte durée (20-30min)
- Induction et entretien d'une pseudo narcose de courte durée
- Induction injectable d'une anesthésie volatile
- Analgésie multimodale avec la morphine ou un alpha2-agoniste par exemple

EFFETS INDÉSIRABLES

Contractures et tremblements musculaires, opisthotonos, hallucinations et convulsions fréquentes (plus de 20 % des chats) lors d'une utilisation en monothérapie (déconseillée). L'incidence de ces effets est diminuée par l'association d'une benzodiazépine. Douleur à l'injection IM. Tachycardie avec légère augmentation de pression artérielle pouvant favoriser des états d'hypoxie lors d'hypoxémie pré existante. Dépression respiratoire dose-dépendante (dose élevée). Hypersialorrhée (limitée par l'association d'un anticholinergique). Persistance et incoordination des réflexes oro-pharyngés, tic de la langue « serpentine» pouvant favoriser des difficultés d'intubation et des spasmes laryngés chez le chat. L'animal anesthésié à la kétamine garde les yeux ouverts favorisant le dessèchement de la cornée. En monothérapie, au réveil l'animal est excité et très sensible aux stimulations visuelle, auditive et tactile. Réveil retardé lors de réadministration importante et/ou d'association avec un barbiturique ou lors d'insuffisance rénale (chat).

CONTRE-INDICATIONS ABSOLUES

Historique d'épilepsie ou de convulsions, traumatisme crânien et hydrocéphalie, glaucome ou traumatisme oculaire, insuffisance cardiaque décompensée, myélographie et chirurgie rachidienne. Détresse respiratoire nécessitant une intubation rapide.

INTERACTIONS MÉDICAMENTEUSES

Hormones thyroïdiennes de substitution. Non compatibilité dans la même seringue avec le diazépam. De nombreux médicaments de l'anesthésie augmente la durée de la pseudo narcose (barbituriques, benzodiazépines...)

PHARMACOCINÉTIQUE ET POSOLOGIE

Fixation protéique proche de 55 % Métabolisation hépatique (chien uniquement) et élimination rénale (chien et chat). Chez le chat, élimination majoritairement sous forme active. Effet maximal : 10 min après IM Réveil en 4 à 5 h

En monothérapie : Chien et chat : 5-10 mg/kg IV, 11 à 22 mg/kg IM Administrable per os pour obtenir une contention chimique chez des chats rétifs.

En association : réduire les doses de kétamine selon la combinaison et la durée recherchée. Exemple : chez le chien avec une benzodiazépine : 8-10 mg/kg IV, avec un phénothiazique : 6-8 mg/kg IV, avec un alpha2-agoniste : 5 à 4 mg/kg IV. Une augmentation de dose de kétamine augmente la durée plus que l'intensité. En analgésie multimodale : Perfusion à 10pg/kg/min après un bolus de 750pg/kg

KETAMINE V1RBAC (V) forme injectable à 50mg/mL et 100mg/mL

IMALGENE (V) forme injectable à 50mg/mL et 100mg/mL

CHLORKETAM (V) forme injectable à 100mg/mL

Propofol

DESCRIPTION

Anesthésique général fixe phénolique non barbiturique d'action très courte. Le propofol se présente sous la forme d'une émulsion stable à température ambiante et pas en dessous de 4 °C, sans conservateur. Des règles simples d'asepsie doivent être respectées avec les flacons multiponctionnables. Il possède une AMM vétérinaire. Modificateur du système nerveux central dont l'action reste encore mal connue, le propofol est notamment agoniste GABA.

PROPRIÉTÉS

- Sédation, narcose, myorelaxation dose-dépendantes.
- Augmentation du seuil de déclenchement des convulsions, anticonvulsivant.
- Réduction de la pression intracrânienne et diminution de la consommation cérébrale en oxygène.
- Absence d'accumulation lors d'administrations répétées ou continues
- Ne possède pas de propriété analgésique intrinsèque

INDICATIONS

- Sédation d'intensité et de durée modulables
- Induction d'une inconscience chez un patient en détresse respiratoire devant être intubé rapidement.
- Réalisation d'une narcose et d'une myorelaxation anesthésiques pour des procédures de courte durée (5-15min selon dose et association).
- Induction injectable d'une anesthésie volatile particulièrement pour les patients ayant une contre-indication aux barbituriques (lévriers).
- Induction et entretien par voie veineuse d'une narcose et d'une myorelaxation anesthésiques (concept de TIVA).
- Traitement d'urgence des crises convulsives.

EFFETS INDÉSIRABLES

Dépression respiratoire dépendante de la dose et surtout de la vitesse d'administration, bradypnée, apnée, avec réduction modeste du volume courant (bronchoconstriction légère). Chez le chien, une douleur, des myoclonies et un opisthotonos peuvent être observés à l'induction ou au réveil en monothérapie. Splénodilatation modérée (moindre qu'avec les barbituriques). Vasodilatation et inotropisme négatif close dépendant à l'origine d'une hypotension. Hypothermie. Tremblements musculaires, nausées au réveil dans une faible proportion des cas. L'induction peut être associée à une bradycardie temporaire dépendante de la dose et la vitesse d'administration. En cas d'hypothermie conjointe, la bradycardie est souvent plus franche et parfois résistante aux faibles doses d'anticholinergiques.

Non irritant, non thrombogène, le propofol est sans effet en injection périveineuse. En utilisation quotidienne répétée, une augmentation de la production de corps de Heinz (sans conséquence clinique majeure) est observée chez le chat.

CONTRE-INDICATIONS ABSOLUES

Insuffisance cardiaque décompensée, hypovolémie sévère non corrigée.

INTERACTIONS MÉDICAMENTEUSES

Cimétidine, fentanyl. Le propofol est potentialisé par de nombreux agents de la prémédication (réduction de dose). Compatible avec l'ensemble des solutés cristalloïdes isotoniques.

PHARMACOCINÉTIQUE ET POSOLOGIE

Fixation protéique d'environ 95 à 99 % (dose efficace largement conditionnée par la protéinémie plasmatique : augmenter les doses lors d'hyperprotéinémie, les réduire lors d'hypoprotéinémie) Métabolisation rapide au niveau de l'endothélium pulmonaire puis métabolisation hépatique (métabolites inactifs), élimination rénale. En monothérapie : Chien et chat : Induction : 6 à 8 mg/kg en IV lente (réaliser une titration) Entretien : 1 à 3 mg/kg en bolus itératifs, perfusion : 0,1 à 0,5 mg/kg/min (selon intensité de l'inconscience recherchée, de la sédation à la narcose)

Latence d'apparition des effets : 20 à 60 secs après IV

Durée d'effet : 10 à 15 min

Réveil complet après : 15-22 min

En association : Ajuster la dose de propofol en fonction de la prémédication. Exemple : si benzodiazépines : 5-7 mg/kg IV, si morphiniques : 4-6 mg/kg TV, si phénothiaziques 4-5 mg/kg IV, si alpha2-agonistes : 1-3 mg/kg IV

Sevoflurane

DESCRIPTION

Le sévoflurane est un anesthésique halogéné volatil, administré par inhalation. Il, provoque, selon la dose, perte de conscience, abolition réversible de la douleur, de l'activité motrice volontaire, diminution des réflexes autonomes, dépression de la respiration et du système cardiovasculaire.

L'induction de l'anesthésie s'accompagne d'un minimum d'excitation ou de signes d'irritation des voies respiratoires supérieures, d'aucune sécrétion excessive dans l'arbre trachéo-branchique et s'aucune stimulation du système nerveux central.

Le sévoflurane est un dérivé fluoré à base d'éther. Il présente un faible coefficient de partage sang/gaz (0,65) permettant un réveil post-anesthésique rapide.

La concentration alvéolaire minimale de sévoflurane (CAM) obtenue au cours de l'anesthésie, pour une composition donnée du gaz vecteur, dépend de l'âge : elle est plus faible chez les sujets âgés.

PROPRIETE

Le sévoflurane produit une perte de conscience en agissant sur le système nerveux central. Le sévoflurane provoque seulement une élévation modeste du débit sanguin cérébral et de la vitesse du métabolisme, et son activité convulsivante est limitée, voire nulle. À concentrations égales ou supérieures à 2,0 CAM, le sévoflurane peut entraîner chez les chiens une augmentation de la pression intracrânienne à des pressions partielles en gaz carbonique normales (normocapnie); on a toutefois démontré que la pression intracrânienne reste dans la plage normale avec des concentrations de sévoflurane allant jusqu'à 1,5 CAM si une hypocapnie est induite par hyperventilation. Chez les chats le sévoflurane ne provoque pas d'augmentation de la pression intracrânienne pendant la normocapnie.

INTERACTIONS MEDICAMENTEUSES

Anesthésiques intraveineux :

Le sévoflurane peut être employé avec des barbituriques et le propofol administrés par voie intraveineuse et chez les chats avec de l'alfaxalone et de la kétamine. Toutefois, chez les chiens l'administration concomitante de thiopental peut augmenter légèrement la sensibilité aux effets arythmogènes de l'adrénaline.

Benzodiazépines et opioïdes :

Le sévoflurane peut être employé avec les benzodiazépines et les opioïdes couramment utilisés en pratique vétérinaire. La CAM du sévoflurane, comme celle d'autres anesthésiques inhalés, est réduite par l'administration concomitante de benzodiazépines ou d'opioïdes.

Phénothiazines et alpha-2-mimétiques :

Le sévoflurane peut être employé avec les phénothiazines et les alpha-2-mimétiques couramment utilisés en pratique vétérinaire.

Les alpha-2-mimétiques ont un effet d'épargne sur l'anesthésique, et c'est pourquoi la dose de sévoflurane doit être abaissée en conséquence. Les données disponibles sur les effets des alpha-2-mimétiques hautement actifs (médétomidine, romifidine et dexmédétomidine) utilisés pour la prémédication sont limitées, et ces composés doivent donc être employés avec prudence. Un traitement concomitant par des alpha-2-mimétiques et le sévoflurane risque d'induire une bradycardie, qui sera levée par l'administration d'un anticholinergique.

Anticholinergiques :

Des études chez les chiens et les chats ont démontrées qu'une prémédication aux anticholinergiques est compatible avec une anesthésie au sévoflurane chez les chiens et les chats. Durant une étude en laboratoire, l'utilisation d'un protocole anesthésique combinant l'acépromazine, l'oxymorphone, le thiopental et le sévoflurane a résulté en une prolongation du délai de réveil chez tous les chiens traités par comparaison à ce qui a été observé avec une anesthésie au sévoflurane seulement. L'utilisation concomitante de sévoflurane et de myorelaxants non dépolarisants n'a pas été évaluée chez les chiens. Chez les chats un effet bloquant neuromusculaire a été démontré mais uniquement à de fortes doses. Chez l'homme, le sévoflurane augmente à la fois l'intensité et la durée du blocage neuromusculaire induit par les myorelaxants non dépolarisants. Des agents bloquants neuromusculaires ont été utilisés chez des chats anesthésiés avec du sévoflurane sans aucun effet inattendu.

EFFETS INDESIRABLES

Une hypotension, une tachypnée, une tension musculaire à la palpation, une excitation, une apnée, des fasciculations musculaires et des vomissements ont été très fréquemment rapportés, basés sur les notifications spontanées après commercialisation. Une dépression respiratoire proportionnelle à la dose est fréquemment observée lors de l'utilisation du sévoflurane.

La respiration doit donc faire l'objet d'une surveillance étroite durant l'anesthésie au sévoflurane, et la concentration inspirée de sévoflurane sera adaptée en conséquence. Une bradycardie induite par l'anesthésie avec le sévoflurane est fréquemment observée. Cette bradycardie est réversible suite à l'administration d'anticholinergiques.

Des mouvements de pédalage des membres postérieurs, haut-le-cœur, salivation, cyanose, extrasystoles ventriculaires et dépression cardio-pulmonaire excessive ont été très rarement rapportés, basés sur les notifications spontanées après commercialisation.

Chez les chiens, des élévations transitoires de l'aspartate-aminotransférase (AST), de l'alanineaminotransférase (ALT), de la lactate-déshydrogénase (LDH), de la bilirubine et du nombre de leucocytes peuvent survenir suite à l'utilisation du sévoflurane comme c'est le cas avec d'autres anesthésiques halogénés.

Chez les chats, des diminutions transitoires de l'AST et de l'ALT peuvent survenir suite à l'utilisation du sévoflurane tandis que les enzymes hépatiques ont tendance à rester dans les normes.

L'hypotension qui se développe durant une anesthésie au sévoflurane peut entraîner une diminution du débit sanguin rénal. La possibilité que le sévoflurane provoque des épisodes d'hyperthermie maligne chez les chiens et les chats sensibles ne peut pas être écartée.

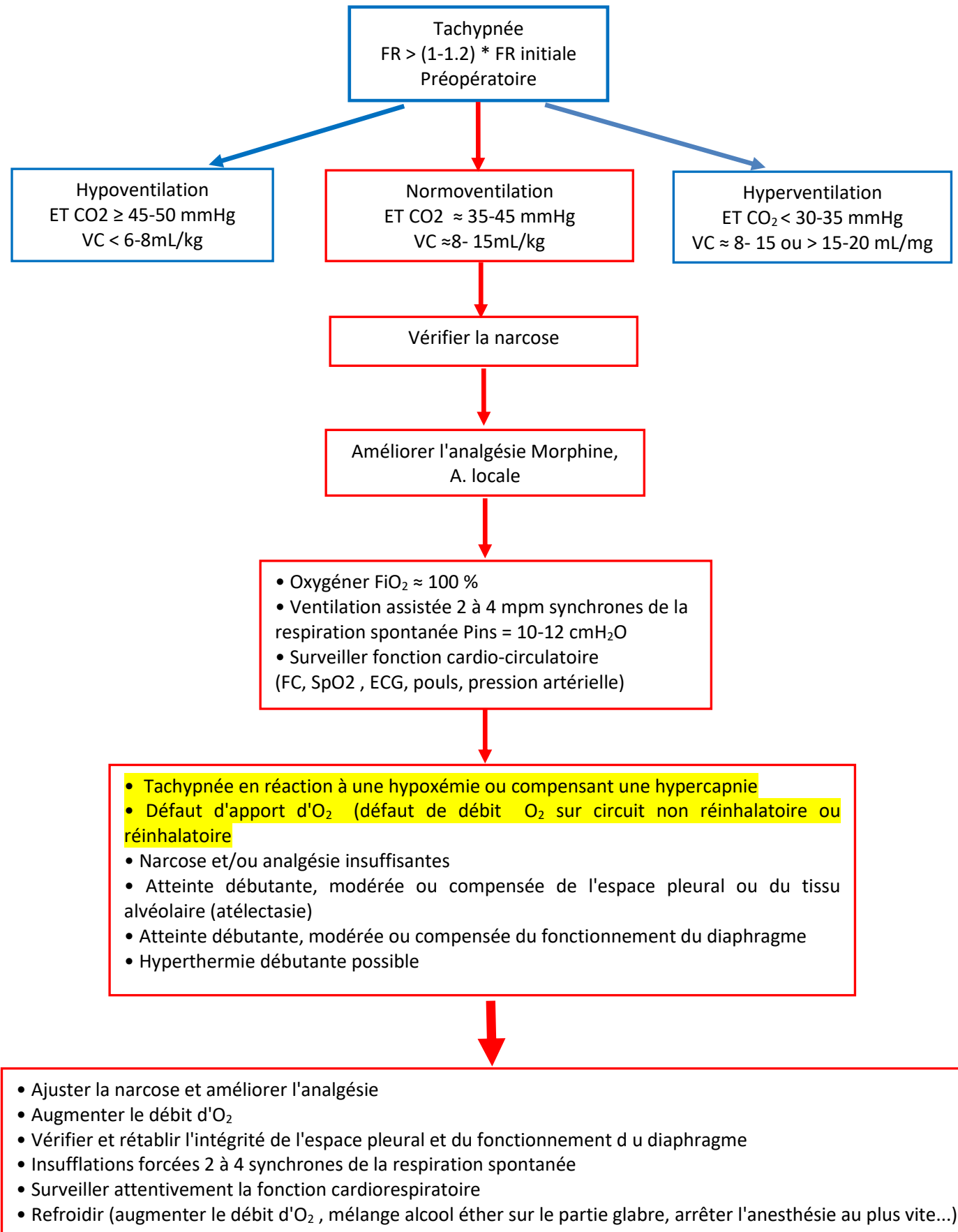
PHARMACOCENITIQUE

La pharmacocinétique du sévoflurane n'a pas été étudiée chez le chat. Néanmoins, si on se base sur les comparaisons de la solubilité du sévoflurane dans le sang, l'absorption et l'élimination du sévoflurane sont comparables à celles observées chez les chiens. Les données cliniques chez le chat indiquent une rapidité d'action et une récupération rapide de l'anesthésie au sévoflurane.

Une quantité minimale de sévoflurane doit être dissoute dans le sang pour que l'équilibre soit atteint entre la pression alvéolaire partielle et la pression artérielle partielle en raison de la faible solubilité du sévoflurane dans le sang (le coefficient de partage sang/gaz est compris entre 0,63 et 0,69 à 30°C). Durant l'induction de l'anesthésie au sévoflurane, la concentration alvéolaire augmente rapidement vers le niveau de la concentration inspirée, et le rapport entre la fraction inspirée de l'anesthésique et sa concentration de fin d'expiration atteint une valeur de l'ordre de 1 en l'espace de 10 minutes. L'induction de l'anesthésie est de ce fait rapide, et sa profondeur change rapidement en fonction de la concentration de sévoflurane.

Le sévoflurane est peu métabolisé (1 à 5 %) chez les chiens. Le principal métabolite est l'hexafluoroisopropanol (HFIP), dont la formation va de pair avec une libération de fluorure inorganique et de CO₂. La concentration d'ions fluorures dépend de la durée de l'anesthésie et de la concentration de sévoflurane. Une fois formé, l'HFIP subit rapidement une glucuroconjugaison, et ce métabolite est éliminé dans l'urine. Aucune autre voie de dégradation métabolique du sévoflurane n'a été identifiée. Chez les chiens exposés au sévoflurane à 4 %, des concentrations sériques maximales moyennes en fluorures de $20,0 \pm 4,8 \mu\text{mol/l}$ ont été mesurées après une anesthésie de 3 heures. Le fluorure sérique diminue rapidement à l'arrêt de l'anesthésie, et les teneurs retournent aux valeurs de départ dans les 24 heures qui suivent.

L'élimination du sévoflurane est biphasique, et comporte une phase initiale rapide et une seconde phase plus lente. La molécule mère (la fraction dominante) est éliminée par les poumons. La demivie pour la phase d'élimination lente est de l'ordre de 50 minutes. L'élimination du sang est quasi totale en l'espace de 24 heures. Le composé est éliminé plus lentement des tissus adipeux que du cerveau.



FAIRE FACE À UNE ALTÉRATION DE LA FRÉQUENCE OU DU RYTHME RESPIRATOIRE
(D'après VERWAERDE et ESTRADÉ,2005)

QUESTIONNAIRE

(Adressé aux vétérinaires praticiens)

Le vétérinaire Praticien

1. Pratiquez-vous de la chirurgie ?

OUI
NON

2. Effectuez-vous systématiquement une consultation pré-anesthésique ?

OUI
NON

3. Si oui, à quel intervalle de temps de l'anesthésie (chirurgie) ?

24h
48h
Autre

4. Demandez-vous systématiquement des examens complémentaires avant l'anesthésie ?

OUI
NON

5. Procédez-vous à une classification ASA (American Society for Anesthesiologists) de l'animal à opérer ?

OUI
NON

6. Pratiquez-vous de l'anesthésie générale volatile (gazeuse) ou fixe (voie parentérale) ?

Volatile
Fixe

7. Si volatile :

Halothane
Isoflurane
Sévoflurane
Autre

Induction au gaz
Induction fixe
Induction mixte

Propofol (Induction)
Kétamine (Induction)
Autres

8. Quelles sont les drogues que vous utilisez régulièrement pour la prémédication ?

Acépromazine
Alpha2-agonistes
Benzodiazépines
Morphiniques
Anti cholinergiques
Autres :

9. Quel est l'intervalle de temps entre la prémédication et l'induction de l'anesthésie ?

24h
12h
6h
30mn
Au même temps
Autre :

10. Quels sont les anesthésiques que vous utilisez régulièrement pour l'entretien de l'anesthésie fixe ?

Kétamine
Propofol
Barbituriques
Alfaxalone
Autres :

11. Effectuez-vous une surveillance des paramètres cardio-respiratoires et métaboliques pendant l'anesthésie ?

OUI
NON

Si oui :

Clinique
Instrumentale (Scope)

12. Quels sont les paramètres que vous surveillez ?

FC
FR
T°
Spo2
ETCo2
PA
ECG
Autres

13. A quel intervalle de temps ?

5mn
10mn
15mn
Autre

14. Utilisez-vous une fiche anesthésique ?

OUI
NON