



CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2021 - Thèse n° 038

ÉTUDE DE L'INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE ET DU DEBIT SUR LA TOLERANCE DE L'OXYGENATION A HAUT DEBIT CHEZ LE CHIEN SAIN EN REVEIL ANESTHESIQUE

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 28 septembre 2021
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par
BEYNET Thibaud





CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2021 - Thèse n° 038

ÉTUDE DE L'INFLUENCE DE LA TEMPÉRATURE ET DU DEBIT SUR LA TOLERANCE DE L'OXYGENATION A HAUT DEBIT CHEZ LE CHIEN SAIN EN REVEIL ANESTHESIQUE

THESE

Présentée à l'Université Claude Bernard Lyon 1
(Médecine – Pharmacie)

Et soutenue publiquement le 28 septembre 2021
Pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

Par
BEYNET Thibaud



Liste des Enseignants du Campus Vétérinaire de Lyon (01-04-2021)

| | | | |
|-----------------------|-----------------|----------------------------|-----------------------|
| ABITBOL | Marie | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| ALVES - DE - OLIVEIRA | Laurent | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| ARCANGIOLI | Marie-Anne | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| AYRAL | Florence | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| BECKER | Claire | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| BELLUCO | Sara | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| BENAMOU - SMITH | Agnès | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| BENOIT | Etienne | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| BERNY | Philippe | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| BONNET - GARIN | Jeanne - Marie | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| BOULOCHER | Caroline | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| BOURDOISEAU | Gilles | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur émérite |
| BOURGOIN | Gilles | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| BRUYERE | Pierre | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| BUFF | Samuel | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| BURONFOSSE | Thierry | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| CACHON | Thibaut | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| CADORÉ | Jean - Luc | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| CALLAIT - CARDINAL | Marie - Pierre | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| CAROZZO | Claude | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| CHABANNE | Luc | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| CHALVET - MONFRAY | Karine | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| DE BOYER DES ROCHES | Alice | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| DELIGNETTE - MULLER | Marie - Laure | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| DJELOUADJI | Zorée | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| ESCRIOU | Catherine | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| FRIKHA | Mohamed - Ridha | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| GALIA | Wessam | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| GILOT - FROMONT | Emmanuelle | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| GONTHIER | Alain | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| GRANCHER | Denis | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| GREZEL | Delphine | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| HUGONNARD | Marine | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| JUNOT | Stéphane | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| KODJO | Angeli | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| KRAFFT | Emilie | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| LAABERKI | Maria - Halima | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| LAMBERT | Véronique | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| LE GRAND | Dominique | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| LEBLOND | Agnès | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| LEDoux | Dorothee | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| LEFEBVRE | Sébastien | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| LEFRANC - POHL | Anne - Cécile | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| LEGROS | Vincent | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| LEPAGE | Olivier | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| LOUZIER | Vanessa | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| MARCHAL | Thierry | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| MOISSONNIER | Pierre | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| MOSCA | Marion | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| MOUNIER | Luc | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| PEPIN | Michel | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| PIN | Didier | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| PONCE | Frédérique | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| PORTIER | Karine | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| POUZOT - NEVORET | Céline | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| PROUILLAC | Caroline | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| REMY | Denise | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| RENE MARTELLET | Magalie | DEPT - ELEVAGE - SPV | Maître de conférences |
| ROGER | Thierry | DEPT - BASIC - SCIENCES | Professeur |
| SAWAYA | Serge | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| SCHRAMME | Michael | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| SERGENTET | Delphine | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |
| THIEBAULT | Jean - Jacques | DEPT - BASIC - SCIENCES | Maître de conférences |
| TORTEREAU | Antonin | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Maître de conférences |
| VIGUIER | Eric | DEPT - AC - LOISIR - SPORT | Professeur |
| ZENNER | Lionel | DEPT - ELEVAGE - SPV | Professeur |

Remerciements

A Monsieur le Professeur Bernard ALLAOUCHICHE,

De l'Université Claude Bernard Lyon 1, Faculté de médecine de Lyon,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse,

Hommages respectueux,

A Madame la Docteure Céline POUZOT-NEVORET,

De Vetagro-Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

Qui m'a fait l'honneur d'encadrer ce travail,

Qui m'a guidé et encouragé, avec écoute et disponibilité,

Sincères remerciements,

A Monsieur le Docteur Stéphane JUNOT,

De Vetagro-Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

Qui a accepté de prendre part à ce Jury de thèse,

Sincères remerciements,

TABLE DES MATIERES

| | |
|---|-----------|
| <i>Table des Annexes</i> | 11 |
| <i>Table des Figures</i> | 13 |
| <i>Table des Tableaux</i> | 15 |
| <i>Liste des Abréviations</i> | 17 |
| INTRODUCTION | 19 |
| PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : De l'oxygénothérapie conventionnelle à l'oxygénothérapie haut débit | 21 |
| I. L'oxygénothérapie conventionnelle chez le chien | 22 |
| 1. Les techniques d'oxygénothérapie conventionnelle chez le chien | 22 |
| a. Flow-by | 22 |
| b. Hotte à oxygène ou collier élisabéthain | 23 |
| c. Masque à Oxygène | 23 |
| d. Cage à Oxygène..... | 25 |
| e. Canules ou lunettes nasales | 26 |
| f. Sonde nasale..... | 27 |
| 2. Ventilation non-invasive | 28 |
| a. Définition | 28 |
| b. Intérêts de la VNI | 29 |
| i. Amélioration des paramètres d'oxygénation | 29 |
| ii. Intérêts physiologiques | 30 |
| c. Tolérance | 30 |
| d. Limites..... | 31 |
| II. L'oxygénothérapie haut débit chez le chien | 32 |
| 1. Définition et fonctionnement chez le chien | 32 |
| a. Définition | 32 |
| b. Matériel | 32 |
| c. Principe de fonctionnement..... | 33 |
| d. Caractéristiques et modes de fonctionnement | 33 |
| e. Mise en place chez l'animal..... | 34 |
| 2. Utilisation chez le chien | 35 |
| a. Amélioration des signes cliniques | 35 |
| b. Amélioration des paramètres d'oxygénation | 36 |
| c. Effets physiologiques..... | 37 |
| d. Limites et effets secondaires..... | 38 |
| e. Recommandations pratiques chez le chien | 40 |
| 3. Tolérance de l'OHD | 41 |
| 4. Objectif de l'étude | 42 |

| | |
|--|-----------|
| PARTIE EXPERIMENTALE : Étude de l'influence de la température et du débit sur la tolérance de l'oxygénation à haut débit chez le chien sain en réveil anesthésique..... | 43 |
| I. Matériel et méthodes | 44 |
| 1. Population étudiée | 44 |
| 3. Système d'oxygénothérapie haut débit utilisé | 45 |
| 4. Mise en place et paramètres | 45 |
| 5. Monitoring | 47 |
| 6. Données collectées | 48 |
| 7. Échelles de scores utilisées..... | 49 |
| a. Score de tolérance | 49 |
| b. Score de sédation | 49 |
| 8. Analyse statistique..... | 51 |
| II. Résultats | 52 |
| 1. Population de l'étude | 52 |
| a. Patients inclus..... | 52 |
| b. Races et âges des patients..... | 52 |
| c. Procédures chirurgicales | 53 |
| 2. Évolution des scores de sédation et tolérance et paramètres vitaux après l'application des différentes conditions expérimentales..... | 53 |
| a. Scores de sédation..... | 53 |
| b. Évaluation des paramètres vitaux..... | 54 |
| c. Influence de la température et du débit sur la tolérance de l'animal | 57 |
| III. Discussion..... | 58 |
| 1. Impact de la température sur la tolérance à l'OHD..... | 58 |
| 2. Score de tolérance | 58 |
| 3. Choix des paramètres | 59 |
| 4. Influence de la sédation | 59 |
| 5. Influence du temps d'exposition à l'OHD | 60 |
| 6. Contraintes techniques | 60 |
| 7. Limites | 61 |
| CONCLUSION | 63 |
| Bibliographie | 65 |
| Annexe 1 : Consentement éclairé du propriétaire..... | 69 |
| Annexe 2 : Feuille de Randomisation..... | 71 |
| Annexe 3 : Fiche de saisie clinique..... | 73 |

Table des Annexes

| | |
|--|----|
| Annexe 1 : Consentement éclairé du propriétaire | 69 |
| Annexe 2 : Feuille de Randomisation | 71 |
| Annexe 3 : Fiche de saisie clinique | 73 |

Table des Figures

| | |
|--|----|
| Figure 1 : Flow-by mis en place au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 22 |
| Figure 2 : Hotte à oxygène chez le chien, créée à partir d'une collerette rigide avec ici une sonde nasale (Crédit photo : Macintire et al. 2012). | 23 |
| Figure 3 : Masque à oxygène mis en place sur un chien au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 24 |
| Figure 4 : Cage à Oxygène mise en place au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 26 |
| Figure 5 : Canules nasales sur un Bouledogue Français au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 27 |
| Figure 6 : Deux sondes nasales à oxygène mises en place au SIAMU, Vetagro-sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 27 |
| Figure 7 : De gauche à droite, Valve de Boussignac (SIAMU, Vetagro-Sup) et casque (Dr PERISSONOTTO), utilisés pour la VNI (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET et Dr PERISSONOTTO) | 29 |
| Figure 8 : Schéma d'une machine à oxygénation à haut débit (Crédit dessin : Dr TARONI) ... | 32 |
| Figure 9 : Canules nasales pédiatriques (Crédit photo : photos personnelles) | 33 |
| Figure 10 : Canules nasales pour adultes (taille S) (Crédit photo : photos personnelles) | 34 |
| Figure 11 : Mise en place des canules nasales chez un Beagle, SIAMU, Vetagro-Sup (Pouzot-Nevoret et al. 2019)..... | 35 |
| Figure 12 : Canules nasales de taille adulte (M) mise en place chez le chien au SIAMU, Vetagro Sup (Crédit photo : photo personnelle) | 45 |
| Figure 13 : Labrador en réveil d'anesthésie avec un monitoring complet et une OHD mise en place au SIAMU, Vetagro Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET) | 47 |
| Figure 14 : Schéma du protocole expérimental. Les conditions 1 à 4 sont appliquées de manière randomisée (Adapté de Harduin et al. 2021 (Harduin et al. 2021))..... | 48 |
| Figure 15 : Scores de sédation obtenus lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF) puis après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T10) | 53 |
| Figure 16 : Évolution des paramètres vitaux pour chaque condition expérimentale, à T ₀ et T ₁₀ | 56 |
| Figure 17 : Scores de tolérance lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF) puis après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale | 57 |

Table des Tableaux

| | |
|---|----|
| Tableau 1 : Synthèse des recommandations pratiques chez le chien..... | 40 |
| Tableau 2 : Score de tolérance (ST) à une interface d'oxygénothérapie issu de Staffieri et al. (2014)(Staffieri et al. 2014) | 41 |
| Tableau 3 : Score de tolérance à une interface d'oxygénothérapie issu de Jagodich et al. (2019)(Jagodich et al. 2019) | 41 |
| Tableau 4 : Score de sédation validé par Wagner, hecker et Pang (Wagner, Hecker, et Pang 2017)..... | 50 |
| Tableau 5 : Moyenne et écart-type des fréquences cardiaques, pression artérielle systolique et saturation en oxygène (SpO ₂) et valeur médiane (min-max) de la fréquence respiratoire chez les douze chiens inclus dans l'études lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF), à l'initiation (T ₀) et après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T ₁₀). | 54 |
| Tableau 6 : Scores de tolérance moyens (min-max) et nombre de chiens ayant obtenu chaque ST après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T ₁₀) | 57 |

Liste des Abréviations

°C = degré Celsius

Cm = centimètre

Cm H₂O = centimètre d'eau

CO₂ = Dioxyde de carbone

CPAP = continuous positive airway pressure

DB = Décibel

EtCO₂ = End tidal CO₂ = taux de dioxyde de carbone en fin d'expiration

FiO₂ = Fraction inspirée en oxygène

H = Heure

HF2 = High flow 2 = Deux fois la ventilation minute

HF4 = High flow 4 = Quatre fois la ventilation minute

Kg = kilogramme

L = Litre

Min = Minute

ML = millilitre

Mm = millimètre

Mm Hg = millimètre de mercure

Mpm = Mouvement par minute

O₂ = Dioxygène

OHD = Oxygénothérapie à haut débit

PaCO₂ = Pression partielle en dioxyde de carbone dans le sang artériel

PaO₂ = Pression partielle en oxygène dans le sang artériel

PAs = Pression artérielle systolique

SpO₂ = Saturation pulsée en oxygène

SS = Score de sédation

ST = Score de tolérance

VM = Ventilation minute

VNI = Ventilation non-invasive

INTRODUCTION

L'oxygénothérapie est aujourd'hui le premier traitement à mettre en place en cas de détresse respiratoire, et ce, qu'elle qu'en soit la cause. En médecine vétérinaire, l'oxygène est le plus souvent administré à l'animal à travers un masque ou une cage à oxygène, permettant de délivrer de l'air non chauffé et peu (ou pas) humidifié. Ces méthodes d'oxygénothérapie, dites conventionnelles, disponibles dans la plupart des cliniques vétérinaires, ne présentent pas uniquement des avantages. En effet, l'air froid, non ou partiellement humidifié délivré au patient est à l'origine d'un inconfort, d'une dessiccation de la muqueuse nasale ou encore d'une augmentation du risque infectieux ((Kallstrom et American Association for Respiratory Care (AARC) 2002; Kopelman et Holbert 2003; Dunphy et al. 2002).

Lorsque l'animal ne présente pas d'amélioration sous oxygénation conventionnelle, la ventilation mécanique est longtemps restée la seule option thérapeutique (Hopper et Powell 2013). Mais ce traitement est très coûteux, nécessite une anesthésie générale et est à l'origine de nombreuses complications comme des pneumonies infectieuses liées à l'intubation ou des volotrauma- et barotraumatismes (Hopper et al. 2007; Rutter et al. 2011; Keir et al. 2016).

La ventilation non-invasive (VNI) offre aujourd'hui un nouveau moyen d'oxygénothérapie sans avoir recours à l'intubation pour les patients ne répondant pas à l'oxygénothérapie conventionnelle. Bien que permettant une amélioration nette des paramètres d'oxygénation chez le chien, ces méthodes sont peu tolérées par l'animal et nécessite la plupart du temps une sédation importante (Briganti et al. 2010; Staffieri et al. 2014; Meira et al. 2018).

Depuis les années 2000, une nouvelle méthode d'oxygénothérapie a fait son apparition en médecine humaine : l'oxygénothérapie haut débit (OHD). Elle a été utilisée dans un premier temps chez les nouveau-nés puis chez les patients ne répondant pas à l'oxygénothérapie conventionnelle dans l'espoir d'éviter l'intubation et donc la ventilation mécanique. Cette méthode permet de délivrer de l'air chauffé entre 31 et 37 degré Celsius (°C) et humidifié avec une fraction inspirée en oxygène (FiO₂) entre 21 et 100%, ce qui permet d'augmenter la tolérance du patient (Stefan et al. 2018). Récemment, une étude a montré que la tolérance du patient était meilleure avec une température faible quel que soit le débit (31 contre 37°C avec des débit de 30 et 60L/min et)(Mauri et al. 2018). L'oxygénothérapie haut débit est aujourd'hui de plus en plus utilisée en médecine humaine, parfois même associée à une aérosolthérapie (Dailey et al. 2017; Madney et al. 2019).

Seulement quelques études ont été publiées sur l'OHD chez le chien, mais l'innocuité, la faisabilité et la supériorité de cette technique d'oxygénothérapie par rapport à une oxygénothérapie conventionnelle ont déjà été prouvées (Keir et al. 2016; Daly et al. 2017; Jagodich et al. 2019). Cependant, l'influence de la température et du débit sur la tolérance du patient n'a pas été évaluée.

L'objectif de cette thèse est donc d'évaluer la tolérance à l'OHD pour des températures et débits différents, à travers une étude prospective randomisée sur un panel de chiens sains. On suppose que des hautes températures pourraient diminuer la tolérance du chien comme c'est le cas chez l'homme (Mauri et al. 2018).

Dans un premier temps, ce travail présente une synthèse bibliographique sur les méthodes d'oxygénothérapie non-invasive ainsi que sur l'utilisation de l'OHD chez le chien. Une étude sur l'impact de la température et du débit sur la tolérance de l'OHD chez le chien a ensuite été réalisée.

**PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE : De l'oxygénothérapie conventionnelle à
l'oxygénothérapie haut débit**

I. L'oxygénothérapie conventionnelle chez le chien

La détresse respiratoire chez l'animal représente un motif fréquent de consultation chez le vétérinaire. Le premier traitement mis en place par le vétérinaire est une oxygénothérapie conventionnelle qui peut être réalisée à travers de nombreuses interfaces présentées ci-dessous.

1. Les techniques d'oxygénothérapie conventionnelle chez le chien

a. Flow-by

Le Flow-by représente la méthode d'oxygénothérapie la plus simple et est souvent la première utilisée lors de l'admission d'un animal en détresse respiratoire. Elle est rapide à mettre en place et ne nécessite pas beaucoup d'équipement (Samal, Jena, et Gupta 2018).

Le Flow-by consiste à placer un tube délivrant de l'oxygène proche des cavités nasales de l'animal à un débit de 2-3 L/min. La distance entre les cavités nasales de l'animal et le tube ne doit pas excéder 20 centimètres (cm) afin d'obtenir une FiO_2 entre 25 et 40 % (Loukopoulos et Reynolds 1997).

Cette méthode est généralement bien tolérée par le patient et peut être mise en place rapidement à son admission. Cependant, une grande quantité d'oxygène est libérée dans l'environnement, ce qui provoque un gaspillage important. Cette méthode n'est donc pas la plus appropriée pour une oxygénothérapie de longue durée (Silverstein et Hopper 2014).



Figure 1 : Flow-by mis en place au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

b. Hotte à oxygène ou collier élisabéthain

Le collier élisabéthain ou hotte à oxygène est une méthode peu onéreuse qui peut être utilisée pour une oxygénothérapie à court terme. Il existe plusieurs sortes de hotte à oxygène sur le marché mais il est facile d'en créer une avec du cellophane, du ruban adhésif, et une collerette rigide (voir Figure 2 ci-dessous) (Macintire et al. 2012; Silverstein et Hopper 2014).

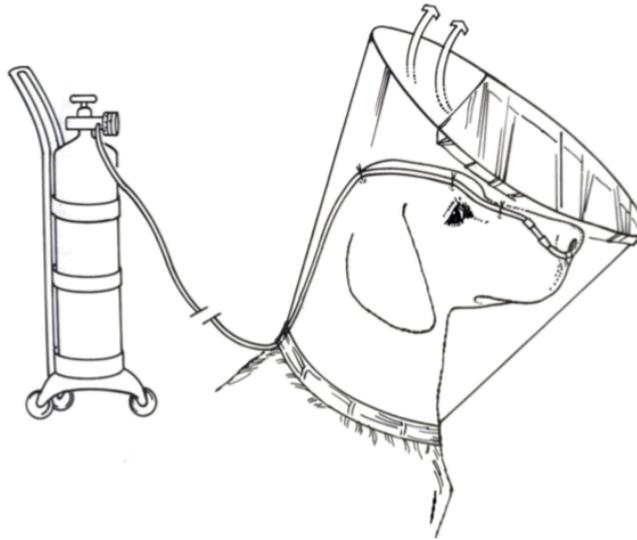


Figure 2 : Hotte à oxygène chez le chien, créée à partir d'une collerette rigide avec ici une sonde nasale (Crédit photo : Macintire et al. 2012).

La hotte à oxygène permet de délivrer de l'oxygène à un débit de 0,5 à 1 L/min avec une FiO_2 variant entre 30 et 40 %, selon la taille du patient (Silverstein et Hopper 2014).

Il est important de souligner l'avantage économique, ainsi que la praticité et facilité de mise en place de cette méthode, globalement bien tolérée (Silverstein et Hopper 2014). Cependant, le dioxyde de carbone (CO_2) peut s'accumuler dans la hotte et l'humidité devenir trop importante, provoquant un inconfort chez le patient et possiblement une hyperthermie. De plus, cette technique ne permet pas de contrôler la FiO_2 de l'air délivré (Macintire et al. 2012).

c. Masque à Oxygène

Le masque à oxygène correspond à la méthode la plus facile à mettre en place après le Flow-by. Il permet de délivrer de l'oxygène au patient grâce à un masque conique placé sur le museau du chien, relié à une source d'oxygène. Le masque recouvre à la fois les narines et la gueule de l'animal (Silverstein et Hopper 2014).

Si le masque est de taille adaptée et bien ajusté à l'animal, cette méthode permet d'atteindre une FiO_2 entre 50 et 60% (Signe et Plunkett 2012).

Le masque à oxygène présente les avantages d'être facile à mettre en place, de pouvoir réaliser d'autres soins à l'animal en même temps que son oxygénothérapie, toute en obtenant des FiO_2 intéressantes (Silverstein et Hopper 2014; Macintire et al. 2012).

Malheureusement, ces masques ne sont pas longtemps tolérés chez les patients réveillés et conscients. La tolérance peut être augmentée en retirant la partie caoutchouc du masque : le masque sera donc moins ajusté et étanche, augmentant les pertes dans l'environnement et nécessitant d'augmenter le débit d'air de 1-2 L/min afin d'obtenir les même FiO_2 . Un opérateur doit toujours être présent afin que le masque reste en place, que l'animal ne lutte pas avec l'interface et ne se blesse pas (Silverstein et Hopper 2014). De plus, le choix de la taille du masque est important : un masque trop serré rend plus difficile l'évacuation des gaz expirés provoquant une ré-inspiration de CO_2 à l'origine d'une hypercapnie (Waddell et Kingt 2018).



Figure 3 : Masque à oxygène mis en place sur un chien au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

d. Cage à Oxygène

Aujourd'hui, la cage à oxygène est l'une des méthodes d'oxygénothérapie les plus utilisées pour l'oxygénation des animaux de compagnie. Les cages à oxygène les plus sophistiquées permettent à l'opérateur de contrôler la FiO_2 , l'humidité ainsi que la température. Cependant, la plupart des cages présentes dans les cliniques vétérinaires ne permettent pas ces réglages précis (Macintire et al. 2012).

Cette interface permet de créer un environnement non-stressant à l'animal, tout en lui procurant une oxygénothérapie. Selon l'étanchéité de la cage, la FiO_2 atteinte varie entre 40 et 60 % en administrant des débits d'oxygène de 2 à 10 L/min (Silverstein et Hopper 2014).

Bien qu'offrant un environnement calme à l'animal, les cages à oxygène présentent le désavantage de limiter l'accès au patient. En effet, l'ouverture de la cage libère dans l'environnement l'oxygène accumulé et la concentration en oxygène dans la cage revient très rapidement à celle de l'air ambiant. Il reste possible de monitorer le patient à travers la cage en surveillant sa courbe et sa fréquence respiratoire (FR), ou avec un oxymètre de pouls, un brassard pour une prise de pression non-invasive, et un électrocardiogramme (ECG). Par ailleurs, le patient peut présenter une hyperthermie si la température à l'intérieur de la cage n'est pas contrôlée. Il est donc conseillé de maintenir la température intérieure à 22°C (Silverstein et Hopper 2014). Enfin, cette méthode nécessite des débits élevés d'oxygène, appliquant un coût élevé.



Figure 4 : Cage à Oxygène mise en place au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

e. Canules ou lunettes nasales

Issues de la médecine humaine, les canules nasales sont faciles à mettre en place et assez bien supportées par l'animal mais présentent l'inconvénient d'être faciles à retirer (Silverstein et Hopper 2014).

Les embouts sont insérés dans chaque narine et les tubulures passées de chaque côté de la tête de l'animal. Afin de sécuriser l'interface, les tubulures sont serrées derrière les oreilles et des papillons de scotchs fixés avec des agrafes peuvent être mises en place au niveau des tubulures à la sortie des narines (Samal, Jena, et Gupta 2018).

La fraction inspirée en oxygène (FiO_2) délivrée par cette méthode n'a pas fait l'objet de beaucoup d'études chez le chien ; Il semblerait qu'elle soit supérieure à 40 % (celle du Flow-by) mais inférieure à celle d'une sonde nasale pour un débit variant entre 3 et 6 L/min (Silverstein et Hopper 2014).



Figure 5 : Canules nasales sur un Bouledogue Français au SIAMU, Vetagro-Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

f. Sonde nasale

Pour une oxygénothérapie de longue durée (plus de 24h), une (ou deux) sonde(s) nasale(s) peut(vent) être mise(s) en place sur l'animal. Cette technique consiste à placer une tubulure dans les cavités nasales de l'animal en prenant pour repères l'extrémité de la truffe et le canthus interne de l'œil. La tubulure est ensuite fixée à l'animal proche de la narine (Silverstein et Hopper 2014).



Figure 6 : Deux sondes nasales à oxygène mises en place au SIAMU, Vetagro-sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

Une étude de 2019 a montré qu'avec des débits de 0,4 L/kg/min, la sonde nasale permet d'obtenir une FiO₂ moyenne de 72% (Jagodich et al. 2019). La concentration en oxygène de l'air inspiré varie beaucoup en fonction de la taille de l'animal, de la fréquence respiratoire du patient et de la présence d'une respiration buccale (Silverstein et Hopper 2014).

Dans cette même étude, 92% des patients ont très bien toléré cette interface et n'ont pas essayé de la retirer pour des débits variant entre 0,1 et 0,4 L/kg/min (Jagodich et al. 2019). La tolérance de la sonde nasale est donc très bonne. De plus, l'utilisation de débits supérieurs à 150 ml/kg/min peut provoquer une irritation de la muqueuse nasale associée à un inconfort et des éternuements (Silverstein et Hopper 2014).

2. Ventilation non-invasive

a. Définition

Lorsque l'oxygénothérapie conventionnelle ne permet pas d'amélioration clinique, des méthodes de ventilation non-invasive (VNI) peuvent être mises en place. La VNI regroupe l'ensemble des techniques d'assistance ventilatoire prenant en charge tout ou partie du travail respiratoire en l'absence de dispositif endotrachéal (Garpestad, Brennan, et Hill 2007). Plusieurs modes ventilatoires sont décrits chez l'animal. La CPAP (Continuous Positive Airway Pressure) est le mode le plus couramment décrit chez le chien. Cette technique repose sur l'application d'une pression continue durant l'inspiration et l'expiration chez des patients respirant spontanément. Le niveau de pression est choisi par l'opérateur.

Différentes interfaces ont été décrites chez le chien afin de mettre en place une CPAP: le masque à oxygène associé à une valve de Boussignac et le casque à oxygène (Briganti et al. 2010; Staffieri et al. 2014; Meira et al. 2018).



Figure 7 : De gauche à droite, Valve de Boussignac (SIAMU, Vetagro-Sup) et casque (Dr PERISSONOTTO), utilisés pour la VNI (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET et Dr PERISSONOTTO)

Chez le chat, une CPAP peut être appliquée par un casque ou un masque nasal à oxygène (Brown et al. 2009; Di Bella et al. 2021).

b. Intérêts de la VNI

i. Amélioration des paramètres d'oxygénation

La CPAP appliquée avec un casque à oxygène permet de restaurer une saturation pulsée en oxygène (SpO_2) supérieure ou égale à 95% en quinze minutes chez les chiens hypoxémiques en réveil anesthésique, contrairement à l'oxygénothérapie conventionnelle à travers le casque qui nécessite cinquante minutes pour restaurer une SpO_2 supérieure ou égale à 95% (Stabile et al. 2021).

De plus, une CPAP entre 2,5 et 5 centimètres d'eau (cmH_2O) permet d'augmenter de manière significative la pression partielle artérielle en oxygène (PaO_2) de l'animal sain par rapport à celle obtenue avec un masque à oxygène standard (en moyenne de 30%) (Briganti et al. 2010)(Meira et al. 2018). Chez le chien en détresse respiratoire sévère ($PaO_2 = 60 \pm 11,7$ millimètres de mercure (mm Hg)), la CPAP permet également d'augmenter la PaO_2 d'en moyenne 30% (Ceccherini et al. 2020).

ii. Intérêts physiologiques

Chez l'homme, de nombreux effets bénéfiques à l'application de la CPAP sont décrits. La CPAP s'oppose au collapsus des voies aériennes lors de l'expiration, diminuant ainsi les résistances lors de l'inspiration et donc le travail respiratoire. Elle permet également d'augmenter la capacité résiduelle fonctionnelle, de maintenir le surfactant dans les alvéoles, de réduire l'œdème alvéolaire, et ainsi améliorer les échanges gazeux (Keidan et al. 2000; Chiumello, Chevillard, et Gregoretta 2011; Behnke et al. 2019).

Chez le chien anesthésié, la CPAP permet d'augmenter le diamètre laryngé de presque 100%, ce qui a pour effet de diminuer les résistances et donc le travail respiratoire (Rondelli et al. 2020). Elle permet également une diminution significative de la fréquence respiratoire chez le chien présenté pour détresse respiratoire, qui peut être interprétée comme une diminution du travail respiratoire (Ceccherini et al. 2020).

Enfin, la CPAP permet aussi d'augmenter la capacité résiduelle fonctionnelle d'environ 7 % (Meira et al. 2018).

c. Tolérance

La plupart des études montre qu'une sédation importante est nécessaire pour permettre la tolérance de l'interface par l'animal. Cette sédation peut s'apparenter à une anesthésie générale comme celle mise en place pour une ventilation mécanique (Briganti et al. 2010; Meira et al. 2018; Staffieri et al. 2014). Cette méthode, utilisée chez les chiens tranquilisés de toutes formes (du brachycéphale au dolicocephale), n'engendre ni inconfort ni agitation, et ce malgré le bruit engendré (environ 70dB) pour obtenir des débits suffisants pour maintenir une CPAP soit entre 10 et 20 L/min (Cavaliere et al. 2004; Briganti et al. 2010; Meira et al. 2018).

Une récente étude de 2020 a montré que les chiens présentés en détresse respiratoire présentent toutefois une bonne tolérance à la CPAP avec un casque à oxygène sans aucune tranquillisation (Ceccherini et al. 2020).

d. Limites

Que ce soit avec le masque ou le casque à oxygène, une surveillance constante est nécessaire. En effet, sans surveillance, l'animal pourrait bouger, ouvrir une valve ou tout simplement déplacer l'interface, ce qui engendrerait des fuites à l'origine d'un échec de l'oxygénothérapie (ré-inhalation de CO₂ et hypoxémie) (Meira et al. 2018).

Enfin, la grande variabilité de conformation faciale chez les chiens rend l'utilisation des masques difficile. Des fuites peuvent apparaître, diminuant ainsi l'efficacité de la CPAP (Meira et al. 2018).

En médecine humaine, de l'aérophagie a été décrite (Jaile et al. 1992; Polin et Sahni 2002). Cette complication n'a pas été décrite chez le chien.

En médecine vétérinaire, le coût élevé du matériel, la technicité et la nécessité d'une surveillance permanente rapprochée expliquent pourquoi cette technique reste peu utilisée pour l'espèce canine (Macintire et al. 2012; Meira et al. 2018).

II. L'oxygénothérapie haut débit chez le chien

En médecine humaine, une nouvelle méthode d'oxygénothérapie, l'oxygénothérapie haut débit (OHD), est apparue au début des années 2000 et est maintenant très utilisée chez l'Homme. Cette méthode est encore peu décrite chez l'animal mais fait l'objet de récentes études.

1. Définition et fonctionnement chez le chien

a. Définition

L'oxygénothérapie haut débit permet de délivrer de l'air chauffé et humidifié à des débits supérieurs au débit inspiratoire du patient. Les différents systèmes d'OHD permettent à l'opérateur de choisir la température, la FiO_2 ainsi que le débit de l'air délivré au patient.

b. Matériel

L'appareil permettant l'OHD est composé de :

- Une source d' O_2 et d'air
- Un mélangeur air/oxygène
- Un système de chauffage
- Une chambre d'humidification
- Un réservoir d'eau stérile
- Un circuit chauffant
- Une interface : des canules nasales en silicones

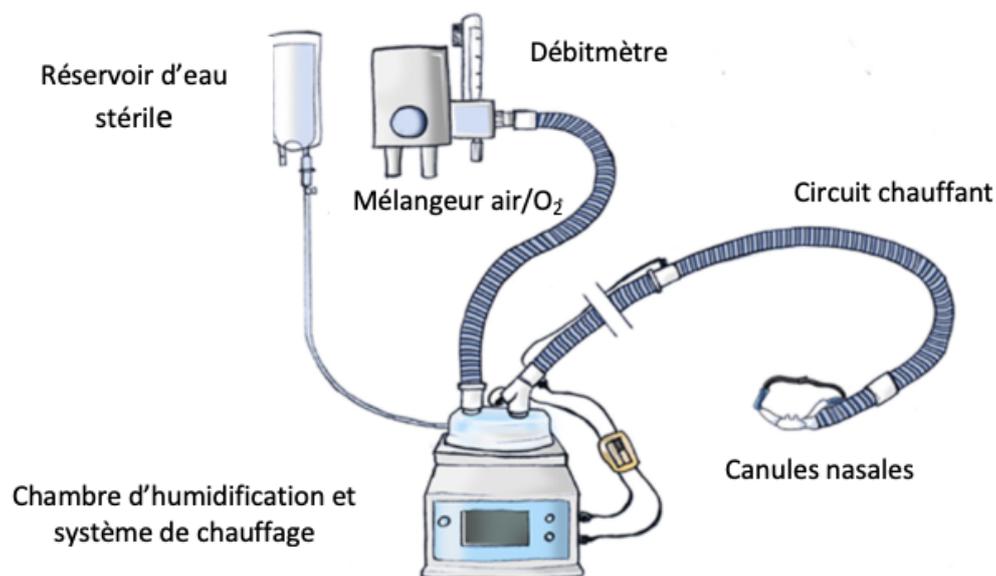


Figure 8 : Schéma d'une machine à oxygénation à haut débit (Crédit dessin : Dr TARONI)

c. Principe de fonctionnement

L'opérateur choisit la FiO_2 , le débit et la température de l'air délivré au patient. Le mélangeur permet de créer un mélange air-oxygène avec la FiO_2 souhaitée tandis que le débit est assuré par un générateur de débit intégré à la machine. Le mélange air-oxygène est ensuite chauffé par le système de chauffage et humidifié grâce à une chambre d'humidification liée à une poche à eau. Ce mélange est ensuite acheminé vers le patient grâce à un circuit chauffant, ce qui permet de limiter la déperdition thermique ainsi que la condensation, puis finit sa course à travers les canules nasales à large diamètre (Ricard et al. 2012; Fisher & Pykel Healthcare® 2021; Vapotherm® 2021).

Pour que le patient inspire uniquement le mélange air-oxygène délivré par la machine, il faut que le débit choisi soit supérieur au débit inspiratoire du patient (Nishimura 2016).

d. Caractéristiques et modes de fonctionnement

Plusieurs machines à OHD sont disponibles sur le marché, les plus commercialisées étant celles des marques Fisher & Pykel Healthcare® et Vapotherm®.

Le système Airvo™ 2 de Fisher & Pykel Healthcare®, que nous avons utilisé dans notre étude, possède deux modes de fonctionnement : le mode Pédiatrique et le mode Adulte. La fraction inspirée en oxygène peut être paramétrée entre 21% (FiO_2 de l'air ambiant) et 100% pour chacun de ces deux modes.

Le mode Pédiatrique permet de délivrer de l'air à une température de 34°C pour des débits compris entre 2 et 25 L/min (avec une précision de 1 L/min). Ce mode nécessite l'utilisation de canules nasales pédiatriques qui existent en quatre tailles (Fisher & Pykel Healthcare® 2021).

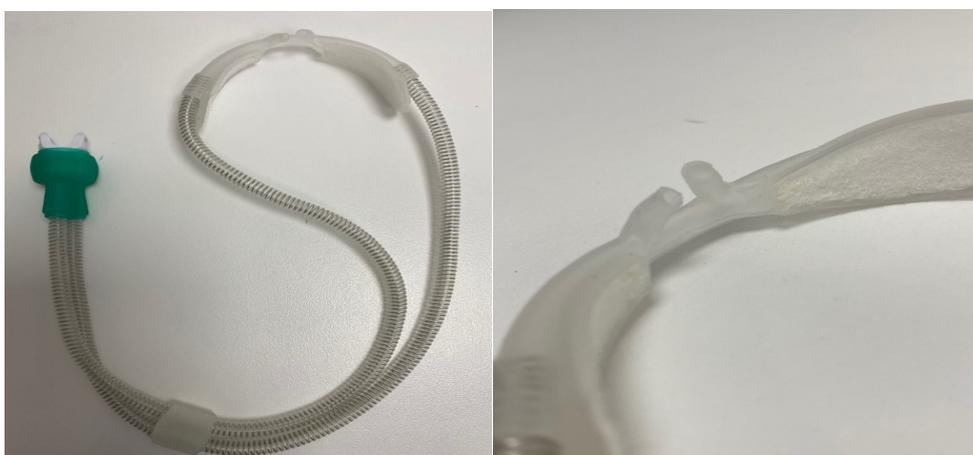


Figure 9 : Canules nasales pédiatriques (Crédit photo : photos personnelles)

Le mode Adulte permet de délivrer de l'air à température choisie par l'opérateur (31°C, 34°C ou 37°C) pour des débits variant entre 10 et 60 L/min (avec une précision de 1 L/min jusqu'à 25 L/min puis de 5 L/min jusqu'à 60 L/min). Il existe trois tailles de canules pour adulte (S, M et L) (Fisher & Pykel Healthcare® 2021).



Figure 10 : Canules nasales pour adultes (taille S) (Crédit photo : photos personnelles)

En comparaison, le système Precision Flow développé par la marque Vapotherm®, permet de délivrer de l'air avec un débit variant entre 5 et 40 L/min et une température variant entre 33°C et 39°C (ajustable au degré près) (Vapotherm® 2021).

e. Mise en place chez l'animal

Chez le chien, il est conseillé d'utiliser des canules nasales obstruant environ 50% des narines de l'animal pour lui permettre d'expirer correctement (avec un minimum de résistance) tout en permettant d'administrer un débit adapté à l'animal. Le circuit (Adulte ou Pédiatrique) est choisi en fonction de l'interface utilisée et donc en fonction de la taille des narines de l'animal (Keir et al. 2016).



Figure 11 : Mise en place des canules nasales chez un Beagle, SIAMU, Vetagro-Sup (Pouzot-Nevoret et al. 2019)

Afin d'adapter le système à chaque conformation de museau et de supporter le poids de la canule pour adulte, l'opérateur peut réaliser une suture et/ou poser une petite quantité de pâte à modeler au niveau du sillon nasal. Ces sécurités permettent au chien de bouger, de s'asseoir, de se coucher sans retirer l'interface (Jagodich et al. 2019).

Aucune étude n'est disponible chez le chat. Baudin et al (2020) ont décrit son utilisation dans cette espèce (Baudin et al. 2020). L'expérience du SIAMU montre que l'OHD chez le chat est bien tolérée, mais que la mise en place des canules nécessite souvent une sédation.

2. Utilisation chez le chien

a. Amélioration des signes cliniques

Chez l'homme, l'oxygénothérapie à haut débit permet une amélioration clinique se traduisant par une diminution de la fréquence respiratoire, du rythme cardiaque, de la dyspnée, du tirage sus-claviculaire, de l'asynchronisme thoraco-abdominale ainsi qu'une augmentation de la SpO₂ (Sztrymf et al. 2011; Makdee et al. 2017). Cette amélioration clinique permet également d'éviter l'intubation pour environ 63% des patients (Hyun Cho et al. 2015; Ricard et al. 2012).

Chez le chien en détresse respiratoire, moins d'études sont disponibles mais l'efficacité de l'OHD est retrouvée. Dans une étude de 2016, 67% (4/6) des chiens présentent une amélioration clinique sous OHD (après l'échec d'une oxygénothérapie conventionnelle)(Keir et al. 2016). Au cours d'une seconde étude en 2019, seulement 18% (2/11) ne présentaient plus de détresse respiratoire (FR<40mpm associé à une modification de la courbe respiratoire) bien que plus de 50% (6/11) des chiens aient présenté une diminution significative de leur fréquence respiratoire (Pouzot-Nevoret et al. 2019).

De la même manière, selon une étude de 2020, 60% (12/20) des chiens présentés en détresse respiratoire ont présenté une amélioration clinique après 30 minutes d'OHD, et parmi les restants, 38 % (3/8) ont présenté une amélioration clinique après 60 minutes d'OHD (Jagodich et al. 2020a).

Récemment, une étude de 2020 montre également que l'OHD permet, chez les patients présentant un syndrome obstructif des voies respiratoires supérieures (chiens brachycéphales), une diminution de la dyspnée associée à une diminution de la fréquence respiratoire chez 60 % des chiens étudiés (3/5). La dyspnée a été suivie grâce au calcul d'un score de dyspnée à partir de la fréquence respiratoire, de la manière de respirer, de la position et de l'appétit du chien (Jagodich et al. 2020b).

b. Amélioration des paramètres d'oxygénation

Une étude rétrospective a étudié les paramètres d'oxygénation de 6 chiens hypoxémiques ne répondant pas aux méthodes conventionnelles et recevant une OHD. Cette étude montre que les valeurs PaO₂ sont significativement supérieures après l'OHD. La PaO₂ atteint en moyenne 133,75 mm Hg après une OHD contre 61,85 mm Hg après une méthode conventionnelle. Cette amélioration peut en partie être expliquée par la FiO₂ plus importante administrée au patient avec l'OHD (Keir et al. 2016).

Selon une étude prospective de 2019, qui compare la PaO₂ après 1 heure d'OHD avec celle obtenue après 30 minutes d'oxygénothérapie conventionnelle, la PaO₂ est augmentée chez tous les chiens testés atteignant en moyenne 171 mm Hg contre 73 mm Hg. De plus, l'OHD a pu résoudre l'hypoxémie chez 5 chiens sur 7 chez qui l'oxygénation conventionnelle n'avait pas permis d'obtenir des PaO₂ supérieures à 80 mm Hg (Pouzot-Nevoret et al. 2019). Cette étude a également montré que la SpO₂ de l'animal sous OHD depuis 1 heure était significativement supérieure à la valeur obtenue après 30 minutes d'oxygénothérapie conventionnelle, passant d'en moyenne 91.6% à 97.7% (Pouzot-Nevoret et al. 2019).

La pression partielle en oxygène dans le sang artériel obtenue après OHD est significativement plus élevée qu'après une oxygénothérapie conventionnelle, cependant elle n'est pas différente pour des débits de 20 ou 30 L/min (Daly et al. 2017). Toutefois, une étude de 2019 a montré l'influence du débit sur l'oxygénation en obtenant des PaO₂ significativement plus élevées avec des débits de 1 L/kg/min qu'avec des débits de 0,4 L/kg/min (Jagodich et al. 2019).

c. Effets physiologiques

En médecine humaine, l'oxygénothérapie haut débit est à l'origine de nombreux effets physiologiques : elle permet une amélioration de la clairance muco-ciliaire, un lavage de l'espace mort naso-pharyngé, ainsi qu'une diminution du travail respiratoire liée à l'application d'une pression positive continue (Ricard et al. 2012; Renda et al. 2018; Nishimura 2016; Helviz et Einav 2018).

Par analogie à l'Homme, l'OHD pourrait chez le chien faciliter la clairance muco-ciliaire en diminuant la viscosité du mucus présent dans les voies respiratoires. En effet, quand les voies respiratoires s'assèchent, il devient plus difficile pour le patient d'éliminer le mucus présent dans son tractus respiratoire. En délivrant de l'air chaud et humidifié, l'OHD permet de lutter contre la dessiccation de la muqueuse respiratoire et donc de faciliter la clairance muco-ciliaire (Renda et al. 2018; Helviz et Einav 2018).

L'End tidal CO₂ (EtCO₂) après une OHD chez le chien est plus faible pour des débits élevés. Cela peut soit indiquer un lavage de l'espace mort, ou être une conséquence de la dilution de l'air expiré dans la grande quantité d'air délivré au patient (Jagodich et al. 2019).

En 2019, une étude a montré que l'OHD permettait également d'obtenir un effet de pression positive continue chez le chien. En effet, cette étude montre que chez 54% (7/13) des chiens recevant un débit d'air de 1L/kg/min ainsi que chez 87% (13/15) des chiens recevant un débit d'air de 2L/kg/min, les pressions expiratoires étaient supérieures à 0 cmH₂O, que les chiens soient tranquilisés ou non. De plus, cette pression positive était présente pendant l'ensemble du cycle respiratoire pour environ 50% (7/15) des chiens à 1 L/kg/min et 85% (6/7) des chiens à 2,5 L/kg/min (Jagodich et al. 2019). L'OHD permet donc d'obtenir une pression positive continue qui pourrait être à l'origine d'une diminution du travail respiratoire en permettant une ouverture des voies aériennes supérieures et inférieures permettant à la fois une aide inspiratoire et une amélioration des échanges gazeux.

d. Limites et effets secondaires

Chez l'Homme, et plus particulièrement chez le nouveau-né, des cas de pneumo-médiastin ou pneumo-thorax ont été rapportés (Hegde et Prodhan 2013). De plus, l'administration d'oxygène à haute dose, à pression atmosphérique et de façon prolongée est à l'origine d'une toxicité pulmonaire. En effet, la libération de radicaux libres induite par l'hyperoxie est à l'origine d'une trachéo-bronchite après 14h d'oxygénothérapie avec une FiO₂ de 100%. Après 24h d'administration de 100% d'O₂, des lésions plus importantes peuvent apparaître comme une atélectasie ou de la fibrose pulmonaire (Thomson et Paton 2014).

Chez le chien la littérature actuellement disponible ne fait l'état que de très peu d'effets secondaires. Avec la réalisation de radiographies thoraciques, de l'aérophagie est mise en évidence chez tous les chiens ayant reçu une OHD selon une étude de 2019, (Jagodich et al. 2019) alors qu'elle n'est observée que chez 16% (1/6) des chiens selon une autre étude de 2017 (Daly et al. 2017). Cette aérophagie n'a cependant jamais présenté de répercussion clinique nécessitant une prise en charge médicale.

Un cas de persistance de pneumothorax préexistant a été rapporté, résolu spontanément après l'arrêt de l'oxygénothérapie sans soutien médicamenteux (Keir et al. 2016).

Cependant, deux études ont noté une augmentation de la pression partielle en dioxyde de carbone dans le sang artériel (PaCO_2) chez des chiens hypoxémiques sous OHD, sans répercussions cliniques. Cette augmentation peut s'expliquer par une diminution du travail respiratoire mais peut aussi être liée à une séquestration d'air dans les poumons, causée par l'application d'une pression positive. En effet, en délivrant de haut débit de gaz, l'OHD pourrait créer des résistances lors de l'expiration à l'origine de cette augmentation de la PaCO_2 . Cette observation pourrait limiter l'utilisation de l'OHD chez le chien en hypoventilation (Keir et al. 2016; Jagodich et al. 2020a). En médecine humaine, l'OHD était initialement contre-indiquée pour les insuffisances respiratoires hypercapniques mais cette augmentation de la PaCO_2 n'a pas toujours été mise en évidence, en fonction des études et des pathologies étudiées (Roca et al. 2010; Drake 2018; Attaway et al. 2021).

L'oxygénothérapie haut débit ne provoque pas d'augmentation significative de la pression transpulmonaire. Cette pression a été mesurée par l'utilisation d'un ballonnet œsophagien estimant la pression œsophagienne permettant de donner une valeur approximative de la pression transpulmonaire (Daly et al. 2017). Une pression transpulmonaire trop élevée peut être à l'origine de lésions pulmonaires telles que des hémorragies (Ricard, Saumon, et Dreyfuss 2006).

e. Recommandations pratiques chez le chien

Bien qu'aucun consensus n'ait été publié, il reste possible de synthétiser les résultats des différentes études publiées chez le chien pour créer le tableau suivant (Keir et al. 2016; Daly et al. 2017; Pouzot-Nevoret et al. 2019; Jagodich et al. 2019; 2020a; 2020b).

Tableau 1 : Synthèse des recommandations pratiques chez le chien

| Paramètres | Recommandations |
|---------------------|--|
| Canules | Les canules doivent obstruer environ 50% des narines du chien. |
| Débit | Utilisez un débit entre 1 et 2L/kg/min. |
| Température | Aucune donnée. A adapter à l'animal. |
| FiO ₂ | Augmenter progressivement la FiO ₂ jusqu'à obtenir une SpO ₂ > 95% puis diminuer en fonction de la réponse clinique. |
| Monitoring | Un monitoring continu a minima de la fréquence cardiaque (FC), respiratoire et de la SpO ₂ est recommandé. |
| Échec du traitement | Considérer un échec du traitement s'il n'y a pas d'amélioration de l'état clinique du patient après 60 à 120 minutes de traitement. |

3. Tolérance de l'OHD

Deux échelles de scores ont été utilisées dans la littérature pour évaluer la tolérance de l'OHD chez le chien. La première utilisée issue de l'étude de Staffieri et al. en 2014, qui évalue la tolérance d'un système en fonction de l'agitation de l'animal (Staffieri et al. 2014; Pouzot-Nevoret et al. 2019) est présentée ci-dessous :

Tableau 2 : Score de tolérance (ST) à une interface d'oxygénothérapie issu de Staffieri et al. (2014)(Staffieri et al. 2014)

| Score | Critères |
|-------|--|
| 1 | Le patient ne tolère pas l'interface, il est agité et essaye d'enlever l'interface. Nécessité d'une sédation supplémentaire pour la tolérance. |
| 2 | Le patient essaye d'enlever l'interface et est agité. Il est possible de lui faire garder l'interface avec une contention douce. |
| 3 | Le patient tolère l'interface, mais semble agité et stressé. Il n'essaye pas d'enlever l'interface. |
| 4 | Le patient tolère l'interface. Il est calme et confortable. Il n'essaye pas d'enlever l'interface. |

Tandis que la seconde présentée ci-dessous, plus quantitative évalue la tolérance de l'interface en fonction du nombre d'essai de l'animal à se soustraire de cette interface (Jagodich et al. 2019).

Tableau 3 : Score de tolérance à une interface d'oxygénothérapie issu de Jagodich et al. (2019)(Jagodich et al. 2019)

| Score | Critères |
|-------|--|
| 0 | L'animal ne porte pas d'attention à l'interface |
| 1 | L'animal se frotte ou gratte avec sa patte à une reprise |
| 2 | L'animal se frotte ou gratte avec sa patte à deux reprises |
| 3 | L'animal se frotte ou gratte avec sa patte à plus de deux reprises |

L'oxygénothérapie haut débit est une méthode très bien tolérée chez l'animal puisque seulement un chien sur les onze inclus dans l'étude de Pouzot-Nevoret et al. a montré une intolérance au moment de la pose de la canule nasale nécessitant une sédation supplémentaire (Pouzot-Nevoret et al. 2019). De la même façon, un seul chien sur les six recevant une OHD dans l'étude de Keir et al. a nécessité une sédation supplémentaire (Keir et al. 2016). L'étude de Jagodich et al. (2020), a étudié la tolérance après 30 minutes, une heure et 7 heures d'OHD, et a obtenu des scores moyens entre 0,4 et 0,6 (selon le tableau 3), prouvant une nouvelle fois le haut degré de tolérance du chien pour de longues durées de traitement (Jagodich et al. 2020a).

Selon l'étude de Jagodich et al. en 2019, l'OHD est très bien tolérée par le chien pour des débits de 0,4, 1 et 2 L/kg/min, obtenant des scores de tolérance de 0 et 1 (cf Tableau 3) pour respectivement 100, 93 et 73% des chiens tandis que seulement 33% des chiens ayant reçu une OHD à 2,5L/kg/min ont obtenu des scores entre 0 et 1. Les chiens sous OHD à plus de 2L/kg/min ont également présenté des modifications de leur courbe respiratoire et une augmentation de la fréquence respiratoire probablement lié à une intolérance au débit d'air trop élevé. Il est donc conseillé d'utiliser des débits entre 1 et 2L/kg/min afin que le système soit mieux toléré selon cette étude (Jagodich et al. 2019).

4. Objectif de l'étude

Les deux paramètres ayant montré une influence sur la tolérance de l'OHD chez l'homme sont le débit et la température. En médecine humaine, une étude de 2018 a montré que 75% (30/40) des patients en détresse respiratoire présentaient une meilleure tolérance pour une température de 31°C par rapport à 37°C. La tolérance varie également en fonction du couple débit-température, les patients ne préférant pas toujours un fort débit et une température faible, le traitement doit donc être personnalisé (Mauri et al. 2018).

Chez le chien, seule la tolérance du débit a été étudiée. Aucune étude n'est disponible sur la tolérance de l'animal en fonction du couple débit-température ou en fonction de la température lors d'une OHD.

L'objectif de cette étude est donc d'évaluer l'impact de la température et du débit sur la tolérance de l'OHD chez le chien sain afin de pouvoir adapter au mieux cette technique d'oxygénothérapie au chien.

**PARTIE EXPERIMENTALE : Étude de l'influence de la température et
du débit sur la tolérance de l'oxygénation à haut débit chez le chien
sain en réveil anesthésique**

I. Matériel et méthodes

1. Population étudiée

Ce travail est une étude prospective sur des chiens en bonne santé admis à Vetagro Sup, Campus vétérinaire de Lyon pour une chirurgie entre janvier 2019 et avril 2019.

Parmi les chiens admis durant cette période, ont été sélectionnés ceux présentant les critères suivants :

- Animal présentant un examen clinique dans les normes avant l'anesthésie.
- Aucune pathologie respiratoire ou cardiaque rapportée.
- Animal au réveil d'une chirurgie ou d'une procédure diagnostique.

Les critères d'exclusion ont été :

- Un poids inférieur à 9,5 kg.
- Animal agressif limitant les manipulations au niveau de la gueule de l'animal.
- Animal présentant un réveil dysphorique.

Cette étude a été approuvée par le comité d'éthique de Vetagro Sup (numéro 1849) et un consentement (Annexe 1) a été signé par les propriétaires des animaux avant de les inclure dans l'étude.

2. Protocole expérimental

Tous les animaux inclus dans cette étude ont été intubés et anesthésiés sous isoflurane. Leur réveil s'est déroulé dans le service de soins intensifs (SIAMU, Vetagro Sup). Le type de chirurgie, la durée d'anesthésie (de l'induction à l'arrêt de l'isoflurane) ainsi que l'heure d'extubation (dès l'apparition du réflexe de déglutition) ont été enregistrés.

3. Système d'oxygénothérapie haut débit utilisé

Afin de mettre en place une oxygénation à haut débit, le patient est relié au système Airvo™ 2 de la marque Fisher & Paykel Healthcare®, grâce à des canules nasales en silicone. Ces canules sont disponibles en 7 tailles différentes dont quatre adaptées aux enfants et trois adaptées aux adultes, toutes à notre disposition.

Cet oxygénateur possède deux modes de fonctionnement (Adulte et Pédiatrique) détaillés [pages 33-34](#). Le mode Pédiatrique ne permettant pas de choisir la température de l'air délivré, cela explique l'exclusion des patients de moins de 9,5kg chez qui il est impossible de mettre en place des canules nasales pour adultes.

4. Mise en place et paramètres

Les canules nasales sont choisies en fonction de la taille et du morphotype du chien, dans le but d'obstruer 50% des narines afin de permettre la meilleure oxygénation possible. Les patients de cette étude étant des chiens sains, la FiO₂ délivrée est de 21%.



Figure 12: Canules nasales de taille adulte (M) mise en place chez le chien au SIAMU, Vetagro Sup (Crédit photo : photo personnelle)

Le système Airvo™ 2 permet de délivrer un débit d'air entre 10 L/min et 60 L/min, avec la possibilité de le paramétrer au litre près entre 10 et 25 L/min puis avec une précision de 5 litres au-delà des 25 L/min. Afin d'éviter l'inhalation d'air ambiant et assurer l'inspiration du mélange créé par le système, le débit d'air délivré doit excéder la ventilation minute (VM) de l'animal (Helviz et Einav 2018; Pouzot-Nevoret et al. 2019). La ventilation minute peut être estimée en fonction du poids de l'animal ; pour cela la formule suivante est utilisée :

$$\text{Ventilation Minute (VM)} = \text{Fréquence respiratoire (mpm)} \times \text{Volume courant (mL/kg)}$$

Considérant les chiens en bonne santé, une fréquence respiratoire standard de 20 mouvements par minute (mpm) ainsi qu'un volume courant standard de 20 mL/kg sont utilisés pour cette formule (Helviz et Einav 2018; Milési, Pierre, et Deho 2018; Jagodich et al. 2019). Ces simplifications faites, une formule en fonction du poids du patient est obtenue :

$$\text{Ventilation Minute (VM)} = 20 \times 20 \times \text{Poids (kg)}$$

Ainsi, chaque patient inclus dans l'étude recevra une OHD avec un débit de deux fois sa VM (High Flow 2 : HF2) et de quatre fois sa VM (High Flow 4 : HF4). Pour les patients dont la ventilation minute théorique n'excède pas 10 L/min (Débit minimum du système Airvo™), des débits de 10 L/min (HF2) et 20 L/min (HF4) ont été choisis.

Le patient étudié est donc placé sous OHD avec quatre paramétrages différents, dans un ordre aléatoire appliqué de manière randomisée (Annexe 2), pendant dix minutes chacun :

- A. Débit = 2 x VM et Température = 31 °C (HF2-T31)
- B. Débit = 4 x VM et Température = 31 °C (HF4-T31)
- C. Débit = 2 x VM et Température = 37 °C (HF2-T37)
- D. Débit = 4 x VM et Température = 37 °C (HF4-T37)

Les paramètres de la machine sont changés par un opérateur. Les paramètres cliniques sont relevés par un autre opérateur, ne connaissant pas les réglages de la machine et l'ordre de randomisation.

5. Monitoring

Un oxymètre de pouls, un électrocardiogramme ainsi qu'un brassard de prise de pression artérielle non-invasive sont mis en place durant chaque phase de l'étude.



Figure 13 : Labrador en réveil d'anesthésie avec un monitoring complet et une OHD mise en place au SIAMU, Vetagro Sup (Crédit photo : Céline POUZOT-NEVORET)

6. Données collectées

Les données ont été collectées (Annexe 3) :

- Au moment de l'extubation : la fréquence cardiaque, la fréquence respiratoire, la pression artérielle systolique (PAS), la SpO₂ ainsi que la température rectale du patient sont mesurées afin de former les valeurs de base de chaque individu.
- Au moment de la mise en place des canules nasales sur l'animal : les paramètres vitaux (FC, FR, PAS et SpO₂), un SS et un ST sont collectés avant l'initiation de l'OHD (Pré-HF).
- Le système Airvo™ 2 est branché aux canules nasales, et la première phase du protocole commence. Chaque condition est appliquée pour une durée de 10 minutes, de manière randomisée. Pour chaque condition expérimentale, les paramètres vitaux sont mesurés au début (T₀) et à l'issue des 10 minutes (T₁₀) ; il en est de même pour les SS et ST.

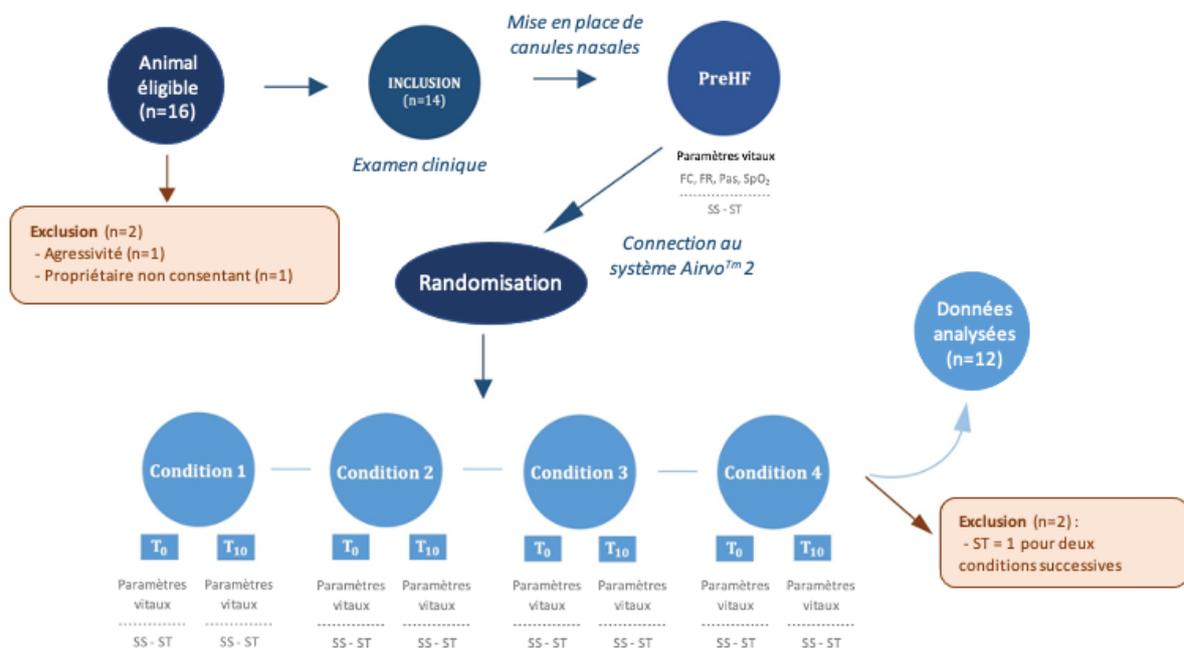


Figure 14 : Schéma du protocole expérimental. Les conditions 1 à 4 sont appliquées de manière randomisée (Adapté de Harduin et al. 2021 (Harduin et al. 2021))

7. Échelles de scores utilisées

a. Score de tolérance

Les scores de tolérance sont calculés avec l'aide du tableau 3, précédemment utilisé pour la tolérance des casques à oxygène (Staffieri et al. 2014) et sans que l'opérateur ne connaisse les conditions expérimentales mises en place. Ces scores varient entre 1 (le patient ne tolère pas l'OHD, il est agité et essaye de retirer l'interface. Nécessite une sédation supplémentaire pour la tolérance) et 4 (le patient est calme, confortable et n'essaye pas de retirer l'interface). Si un score de 1 est obtenu avec une condition, l'expérience est arrêtée et les conditions suivantes sont mises en place. Si un second score de 1 est obtenu alors le chien est exclu de l'étude.

b. Score de sédation

Tous les patients inclus dans l'étude sont présentés en réveil d'anesthésie et aucune autre molécule anesthésique n'a été utilisée pendant le protocole. L'état de sédation pouvant influencer les résultats de l'étude, un score de sédation (SS) est calculé par l'opérateur selon l'échelle suivante (Tableau 4) au cours des différentes conditions expérimentales mises en place.

Cette échelle est validée par Wagner, Hecker et Pang, et les scores varient entre 0 (aucune sédation) à 21 (sédation profonde). Ce score est calculé selon les paramètres suivants de l'animal : posture spontanée, réflexe palpébral, position des yeux, relaxation de la langue et de la mâchoire, réponse au bruit, réaction à la position de décubitus latéral et attitude générale (Wagner, Hecker, et Pang 2017). L'échelle est présentée ci-après.

Tableau 4 : Score de sédation validé par Wagner, Hecker et Pang (Wagner, Hecker, et Pang 2017)

| Critères | | Score |
|---|---|----------|
| Posture spontanée | Debout | 0 |
| | Debout mais faible | 1 |
| | Couché mais capable de se lever | 2 |
| | Couché, difficultés à se lever | 3 |
| | Incapable de se lever | 4 |
| Réflexe palpébral | Normal | 0 |
| | Ralenti mais fermeture palpébrale complète | 1 |
| | Ralenti avec fermeture palpébrale incomplète | 2 |
| | Absent | 3 |
| Position des yeux | Centrale | 0 |
| | Basculée mais non recouverts par la membrane nictitante | 1 |
| | Basculée et recouverts par la membrane nictitante | 2 |
| Relaxation de la mâchoire et de la langue | Tonus normal, réflexe de déglutition normal | 0 |
| | Tonus réduit, réflexe de déglutition diminué mais présent | 1 |
| | Tonus très diminué, réflexe de déglutition presque absent | 2 |
| | Absence de tonus et de réflexe de déglutition | 3 |
| Réponse au bruit (claquement de main) | Normal, réaction de surprise (tourne la tête vers le bruit) | 0 |
| | Réaction diminuée | 1 |
| | Réaction très faible | 2 |
| | Pas de réaction visible | 3 |
| Réaction à la position de décubitus latéral | Se débat, ne tolère pas la position | 0 |
| | S'agite mais fini par tolérer la position | 1 |
| | S'agite peu, tolère la position | 2 |
| | Ne s'agite pas | 3 |
| Attitude générale | Agité | 0 |
| | Réveillé, attitude normale | 1 |
| | Calme | 2 |
| | Stuporeux | 3 |
| TOTAL sur 21 | | ? |

8. Analyse statistique

Afin d'obtenir une puissance statistique de 80% avec un risque de première espèce à 5%, quatre patients sont nécessaires et doivent être inclus dans l'étude, étant donné la supposée différence en deux point entre les deux conditions extrêmes HF2-T31 et HF4-T37.

Les données sont collectées dans le logiciel « EXCEL ». L'analyse statistique est réalisée avec le logiciel JMP version 13.1 (SAS Institute). La distribution normale des valeurs est testée grâce au test Shapiro-Wilk. Pour les données paramétriques (FC, PAs, SpO₂, SS), la moyenne et l'écart-type sont calculés et testés avec un test de ANOVA tandis que pour les données non paramétriques (durée d'anesthésie, FR, ST), la médiane ainsi que les valeurs minimum et maximum sont calculées et testées par un test de Friedman. Des valeurs de p inférieures à 0,05 sont considérées comme statistiquement significatives.

II. Résultats

1. Population de l'étude

a. Patients inclus

16 chiens ont été sélectionnés avant leur chirurgie, mais seulement 14 ont été inclus dans l'étude, l'un exclu car il présentait de l'agressivité et l'autre car son propriétaire ne souhaitait pas le faire entrer dans l'étude. Parmi les 14 chiens inclus dans l'études, deux d'entre eux ont été exclus car des scores de tolérance de 1 ont été obtenus à deux reprises, associés à un réveil dysphorique. Ces chiens étaient très agités, l'interface était donc impossible à mettre en place sans une sédation supplémentaire, ce qui a motivé leur exclusion. Les données de 12 chiens ont donc été finalement analysées dans cette étude : 5 femelles (deux non stérilisées et trois stérilisées) et 7 mâles (un entier et six stérilisés).

Parmi ces 12 chiens, un seul a présenté un ST de 1 pour la condition HF4-T37 (soit un débit de quatre fois sa VM et une température 37°C) nécessitant le passage à la condition suivante. Il a ensuite toléré les conditions suivantes.

b. Races et âges des patients

Les races étudiées sont très variables (deux croisés, deux labradors, un berger allemand, un dogue argentin, un bouvier bernois, un chow-chow, un american bully, un épagneul breton ainsi qu'un braque français). La moyenne d'âge des chiens étudiés est de $5,8 \pm 4,0$ ans tandis que la moyenne de leur poids est de $29,3 \pm 11,8$ kg.

En utilisant la formule décrite précédemment, le débit utilisé (soit deux ou quatre fois la VM du patient) ne dépend que du poids de l'animal. La valeur médiane du débit utilisé pour la condition HF2 est de 24 L/min (10-35 L/min, soit 0,8 L/kg/min), et est de 47,5 L/min (20-60 L/min, soit 1,6 L/kg/min) pour la condition HF4.

c. Procédures chirurgicales

Les différentes chirurgies réalisées sur les animaux inclus dans l'étude sont : deux nivellements du plateau tibial par ostéotomie, une amputation d'un membre pelvien ainsi qu'un retrait de matériel d'ostéosynthèse, une corpectomie, une hernie périméale, un retrait de masse, deux castrations, une ovariectomie, une péricardiocentèse et un scanner. La durée d'anesthésie moyenne est de 156,25 minutes avec une médiane de 137,5 minutes (avec des valeurs entre 40 et 400 minutes).

2. Évolution des scores de sédation et tolérance et paramètres vitaux après l'application des différentes conditions expérimentales

a. Scores de sédation

Sur l'ensemble des protocoles, le score de sédation varie entre 2 et 20, et est en moyenne de 8 ± 4 . Pour chaque condition expérimentale : les scores moyens obtenus ont été de 11 ± 6 en PréHF, de 6 ± 3 en HF2-T31, de 7 ± 4 en HF4-T31, de 8 ± 5 en HF4-T37 et de 8 ± 4 en HF4-T37 (Figure 15).

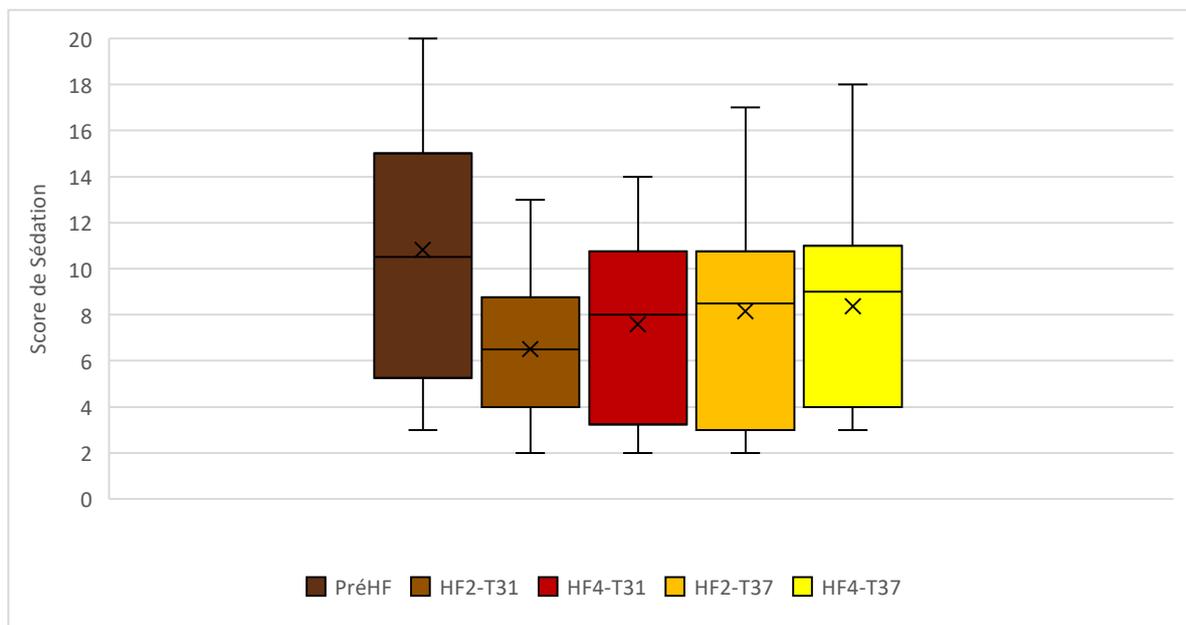


Figure 15 : Scores de sédation obtenus lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF) puis après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T10)

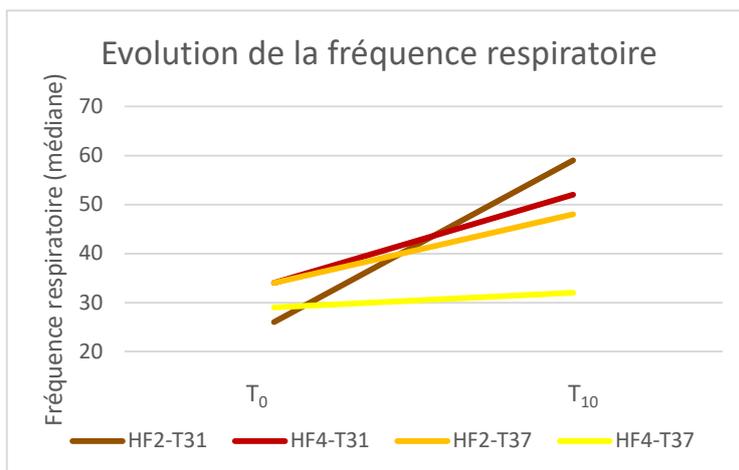
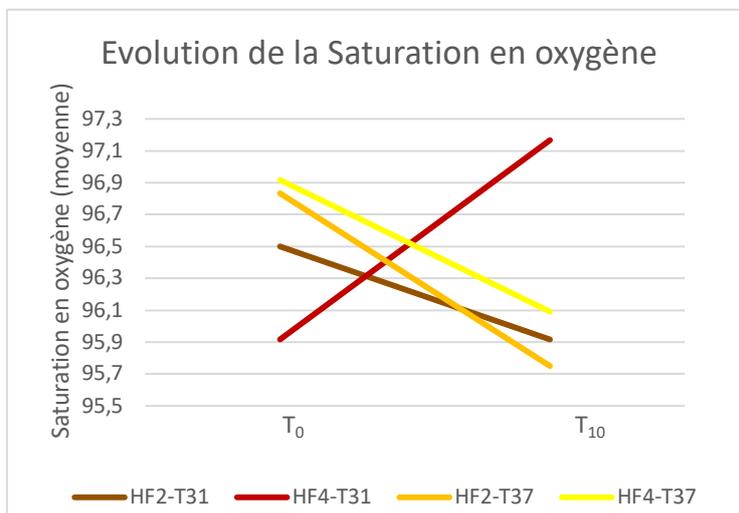
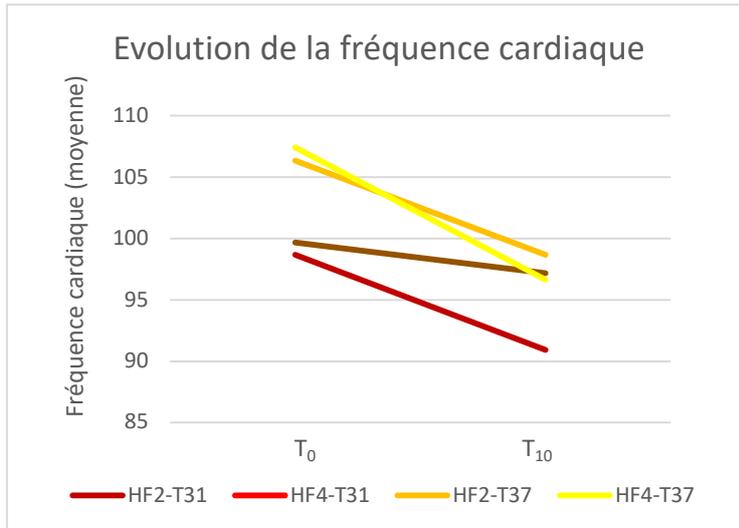
Concernant les scores de de sédation, aucune différence significative ($p=0,711$) n'est mise en évidence entre les conditions expérimentales.

b. Évaluation des paramètres vitaux

La fréquence cardiaque, la fréquence respiratoire, la pression artérielle systolique ainsi que la saturation pulsée en oxygène de chaque patient ont été évaluées à tous les temps expérimentaux (Tableau 5).

Tableau 5 : Moyenne et écart-type des fréquences cardiaques, pression artérielle systolique et saturation en oxygène (SpO₂) et valeur médiane (min-max) de la fréquence respiratoire chez les douze chiens inclus dans l'études lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF), à l'initiation (T₀) et après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T₁₀).

| | PréHF | Mise en place de l'oxygénothérapie haut débit | | | | | | | | |
|----------------------|-------------|---|-------------|-----------------|-------------|-----------------|-------------|-----------------|-------------|--------------|
| | | HF2-T31 | | HF4-T31 | | HF2-T37 | | HF4-T37 | | P-values |
| FC (bpm) | 114 ± 38,6 | T ₀ | 99.7±28.5 | T ₀ | 98.7±34.2 | T ₀ | 106.3±35.7 | T ₀ | 107.4±37.9 | 0.891 |
| | | T ₁₀ | 97.1±30.1 | T ₁₀ | 90.9±27.1 | T ₁₀ | 98.7±34.5 | T ₁₀ | 96.6±30.4 | 0.931 |
| FR (mpm) | 40 (16-250) | T ₀ | 26 (16-220) | T ₀ | 34 (8-260) | T ₀ | 34 (16-250) | T ₀ | 29 (12-260) | 0.981 |
| | | T ₁₀ | 59 (16-260) | T ₁₀ | 52 (16-260) | T ₁₀ | 48 (16-250) | T ₁₀ | 32 (16-260) | 1.000 |
| PAs (mmHG) | 102 ± 27,2 | T ₀ | 117.3±19.6 | T ₀ | 115.3±28.5 | T ₀ | 128.4±27.8 | T ₀ | 117.1±22.9 | 0.563 |
| | | T ₁₀ | 117.8±22.1 | T ₁₀ | 117.3±28.3 | T ₁₀ | 122.3±23.7 | T ₁₀ | 117.3±21.9 | 0.948 |
| SpO ₂ (%) | 95,4 ± 3,2 | T ₀ | 95.5±2.2 | T ₀ | 95.9±2.2 | T ₀ | 96.8±2.6 | T ₀ | 96.9±2.9 | 0.748 |
| | | T ₁₀ | 95.9 ± 2.3 | T ₁₀ | 97.2 ± 2.2 | T ₁₀ | 95.8 ± 2.6 | T ₁₀ | 96.1 ± 2.6 | 0.498 |



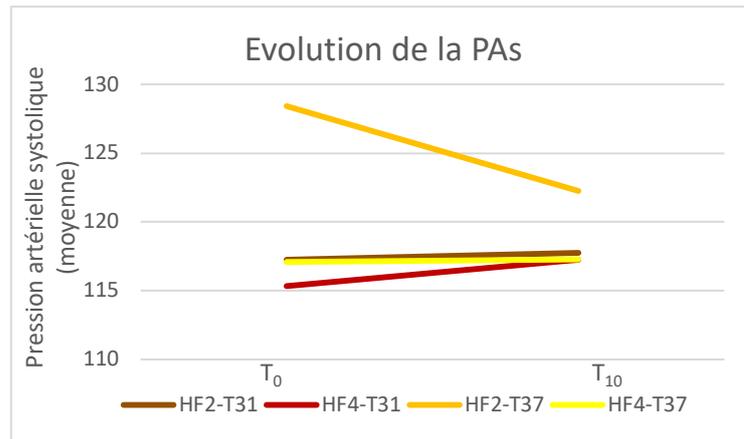


Figure 16 : Évolution des paramètres vitaux pour chaque condition expérimentale, à T₀ et T₁₀

Aucune différence significative n'a pu être mise en évidence pour les paramètres vitaux (FC, FR, PAs, SpO₂) à T₀ et à T₁₀ pour chaque condition expérimentale.

c. Influence de la température et du débit sur la tolérance de l'animal

En utilisant le tableau 3, les scores de tolérance attribués aux patients à la fin de chaque condition expérimentale sont collectés (Tableau 6 et Figure 17).

Tableau 6 : Scores de tolérance moyens (min-max) et nombre de chiens ayant obtenu chaque ST après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale (T₁₀)

| ST moyen (min-max) | Mise en place de l'oxygénothérapie haut débit | | | | | P-value |
|--------------------|---|---------|---------|---------|---------|--------------|
| | PréHF | HF2-T31 | HF4-T31 | HF2-T37 | HF4-T37 | |
| ST = 1 | 0 | 0 | 0 | 0 | 1 | 1,000 |
| ST = 2 | 1 | 2 | 3 | 1 | 1 | |
| ST = 3 | 1 | 2 | 2 | 2 | 2 | |
| ST = 4 | 10 | 8 | 7 | 9 | 8 | |

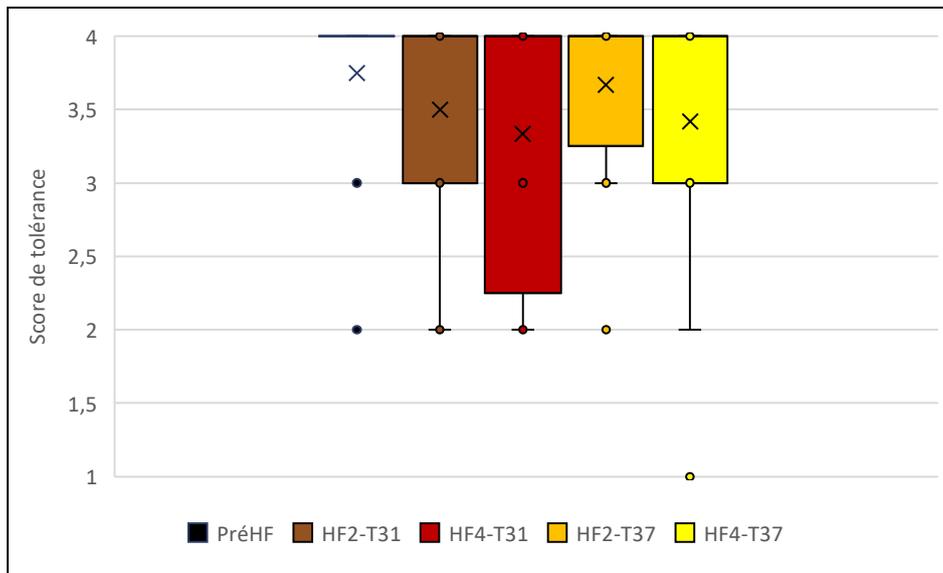


Figure 17 : Scores de tolérance lors du placement de la canule nasale, sans gaz (PréHF) puis après 10 minutes d'application de chaque condition expérimentale

Les scores de tolérance ne sont pas différents (p= 1,000) entre les conditions expérimentales.

III. Discussion

1. Impact de la température sur la tolérance à l'OHD

Cette étude est la première à évaluer l'influence de la température de l'OHD sur la tolérance du chien. Elle est basée sur l'étude de Mauri et al. sur les patients humains dyspnéiques, qui a permis de mettre en évidence une corrélation entre température et tolérance de l'OHD, en montrant que la tolérance du patient était meilleure pour une température d'air délivré plus basse, ce qui n'a jamais été prouvé chez l'animal (Mauri et al. 2018). Cette étude n'a montré aucune différence sur la tolérance de l'animal en fonction de la température (31°C ou 37°C). De plus, les scores de tolérance observés sont tous élevés, ce qui prouve que l'OHD reste une technique d'oxygénothérapie bien tolérée par le chien quelles que soient les conditions mises en place.

Seulement un chien inclus dans l'étude a présenté une intolérance marquée (ST=1) à la première étape du protocole (qui pour cet individu représentait les conditions de haute température et haut débit HF4-T37). Il a cependant bien toléré les autres étapes. Cette intolérance pourrait être expliquée soit par un réveil dysphorique soit par l'association du haut débit et de la haute température.

L'influence de la température est évaluée chez les chiens sains dans cette étude, et non chez des chiens en détresse respiratoire aiguë comme l'aurait voulu la comparaison à l'étude de Mauri et al. (Mauri et al. 2018). L'impact de la température sur la tolérance de l'OHD des chiens présentés en détresse respiratoire semble être intéressant à étudier pour développer cette technique chez l'animal.

2. Score de tolérance

L'absence de différence de tolérance entre les différentes conditions expérimentales peut être liée au choix du ST. Le score de tolérance utilisé dans cette étude est issu de l'étude de Staffieri et al. (2014), qui avait pour but d'évaluer la tolérance d'un casque à ventilation non-invasive. Ce score n'a jamais été validé. Entre la mise en place et la fin de cette étude, un autre score de tolérance a été créé et utilisé par Jagodich et al., basé sur le nombre de fois où l'animal a essayé de se soustraire à l'interface d'oxygénation (Jagodich et al. 2019). Avec ce score, une diminution de la tolérance à l'OHD avec des débits de gaz délivré élevés a pu être mise en évidence. Ce score pourrait donc être plus sensible et pourrait être utilisé en priorité dans les prochaines études.

3. Choix des paramètres

Dans la littérature vétérinaire, aucun consensus n'est rédigé quant à l'utilisation de l'OHD et le choix des différents paramètres. En médecine humaine, des débits entre 2 et 8 L/min sont utilisés chez les nouveau-nés contre 15-60 L/min chez les adultes. La température est, elle, toujours réglée à 37°C (Mayfield et al. 2014; Mauri et al. 2018; Yurtseven et al. 2019; Kernick et Magarey 2010).

La première étude publiée, étudiant l'OHD chez le chien, utilisait des débits de 20 L/min et 30 L/min sans tenir compte du poids et de la fréquence respiratoire du chien (Daly et al. 2017). Or, pour éviter l'inhalation d'air ambiant et assurer l'administration d'air avec une FiO_2 déterminée, une étude de 2018 a montré que le débit d'air délivré devait être supérieur à la VM du patient (Helviz et Einav 2018). Dans notre étude, des débits supérieurs de deux ou quatre fois la VM du patient ont été mis en place afin d'évaluer la tolérance du chien à ces débits élevés. Une récente étude de 2019 a montré que les scores de tolérance diminuaient à partir d'un débit supérieur à 2L/kg/min (Jagodich et al. 2019). Or dans notre étude, les débits ont varié entre 2 et 4 fois la VM soit entre 0,8 et 1,6L/kg/min, n'excédant pas les 2L/kg/min. Ceci pourrait expliquer pourquoi aucune différence significative n'a pu être mise en évidence sur la tolérance du chien et que la tolérance est restée élevée. Cependant les débits utilisés pour notre étude ont été suffisants pour augmenter de manière significative la PaO_2 chez le chien dyspnéique dans l'étude de Pouzot-Nevoret et al. de 2019 (Pouzot-Nevoret et al. 2019).

4. Influence de la sédation

Les chiens inclus dans cette étude se réveillent d'une anesthésie et la sédation peut influencer de manière importante la tolérance de l'OHD. Cependant, la répartition aléatoire et randomisée des conditions expérimentales et l'absence de différence significative entre les scores de sédation pour les différentes conditions expérimentales, permettent d'écarter la potentielle influence de la sédation sur l'évaluation de la tolérance à l'OHD. Cependant, des études chez le chien non-tranquillisé restent nécessaires.

5. Influence du temps d'exposition à l'OHD

Le choix d'évaluer la tolérance sur des périodes de 10 minutes pour chaque condition expérimentale a été fait au regard de l'expérience clinique de l'équipe du SIAMU et la publication des études précédentes. En effet, en utilisant l'OHD sur des chiens présentant des difficultés respiratoires, l'équipe vétérinaire du SIAMU a pu remarquer que les chiens présentant une intolérance marquée, la présentaient dès le début de l'oxygénothérapie et non au bout d'un certain temps d'exposition. Les scores de tolérance de cette étude n'évoluant pas entre la mise en place et après 10 minutes d'application des différentes conditions expérimentales, confirmerait cette observation. De nombreux temps d'exposition sont trouvés dans la littérature, Mauri et al. en médecine humaine et Staffieri et al. en médecine vétérinaire ont utilisés des périodes de 20 minutes (Staffieri et al. 2014; Mauri et al. 2018), à la différence de Jagodich et al., qui a pu mettre en évidence une influence du débit sur la tolérance en utilisant des périodes de seulement 8 minutes (Jagodich et al. 2019), et aucune différence sur la tolérance entre 30 minutes et 7h de traitement (Jagodich et al. 2020a). Cependant, une exposition prolongée à une OHD pourrait modifier la tolérance de l'animal en considérant les effets de la température de l'air inspiré sur la température corporelle. En médecine humaine, une étude de 2020 soulève que le temps moyen de réchauffement serait plus faible pour les patients hypothermes sans anomalie respiratoire sous OHD (Gilardi et al. 2020) . Il serait donc également intéressant d'étudier la tolérance de l'OHD chez le chien hyper ou hypotherme avec différents temps d'exposition.

6. Contraintes techniques

Le Système Airvo™ 2 utilisé dans cette étude ne permet pas d'utiliser les canules nasales pédiatriques, car elles ne sont utilisables qu'avec le mode Pédiatrique qui impose une température d'air délivré à 34°C. Ces canules pédiatriques ont une forme différente de celle des canules pour adultes et seraient plus confortables pour l'animal, plus faciles à placer et plus adaptées à la forme de la tête de l'animal selon l'étude de Jagodich et al. (Jagodich et al. 2019). Cependant en utilisant des canules pour adultes, notre étude montre que la tolérance est également très bonne chez le chien.

De plus, ce système ne permet pas d'atteindre des températures supérieures à 37°C, température optimale pour l'homme dont la température corporelle est en moyenne de 37,5°C. Considérant la température moyenne d'un chien à 38,5°C, une température d'air délivré de 38°C aurait pu également modifier la tolérance.

7. Limites

Les chiens inclus dans cette étude ne présentent pas de difficultés respiratoires et sont présentés en réveil d'anesthésie. La tolérance chez les patients réveillés et l'efficacité de l'OHD selon la pathologie de l'animal ne sont pas étudiées ici.

L'influence du débit et de la température sur la PaO₂ n'a pas été étudiée ici. L'influence du débit sur la PaO₂ a déjà été montrée (Daly et al. 2017; Jagodich et al. 2019) mais aucune donnée n'a été publiée sur l'influence de la température sur l'oxygénation chez le chien.

Les potentielles complications de l'OHD comme la dilatation gastrique n'ont pas été évaluées dans cette étude par radiographie. Cependant, aucun des douze chiens n'a présenté de distension abdominale ou d'inconfort et ces complications sont peu décrites dans la littérature (Keir et al. 2016; Daly et al. 2017; Jagodich et al. 2019).

Bien que cette étude soit basée sur une randomisation des conditions expérimentales pour une évaluation des scores la plus objective possible, le système Airvo™ 2 émet un bruit une fois allumé, permettant à l'opérateur de connaître le débit d'air délivré.

Les chiens non-coopératifs ou agressifs, non admis dans l'étude, représentent un biais de sélection.

CONCLUSION

La supplémentation en oxygène est le premier traitement mis en place en cas de détresse respiratoire. De nombreuses interfaces permettent de délivrer de l'oxygène au patient avec chacune ses avantages et inconvénients. En médecine vétérinaire, l'oxygénothérapie haut débit est une technique encore peu développée permettant de délivrer à l'animal un mélange d'air et d'oxygène chauffés et humidifiés à des débits élevés.

Dans cette étude prospective, nous avons étudié l'influence du débit et de la température de l'air délivré sur la tolérance de l'OHD chez le chien sain en réveil anesthésique. C'est la première étude à évaluer l'impact de la température sur la tolérance. Douze chiens ont été placés sous OHD avec différentes conditions expérimentales (différentes températures (31 et 37°C) et différents débits (HF2 et HF4)), successivement mises en place de manière randomisée. Les paramètres vitaux, un score de sédation ainsi qu'un score de tolérance sont mesurés à l'initiation puis après 10 minutes d'OHD avec chaque condition expérimentale.

Les scores de tolérance obtenus ont été élevés pour chaque condition expérimentale (HF2-T31 : 4(2-4) ; HF4-T31 : 4(2-4) ; HF2-T37 : 4(2-4) ; HF4-T37 : 4(1-4)) et aucune différence significative n'a pu donc être mise en évidence. Cette étude ne permet pas d'établir de recommandation de température et de débit pour l'utilisateur, mais confirme cependant le haut degré de tolérance du chien à cette méthode d'oxygénothérapie.

Davantage d'études sont nécessaires afin d'évaluer l'impact de la température sur la tolérance chez le chien présenté en détresse respiratoire ou même chez le chien sans tranquillisation. Des études sont en cours sur l'utilisation de l'OHD chez l'animal. Selon les différents résultats, cette méthode pourrait être utilisée dans de nombreuses cliniques dans les années à venir.

Bibliographie

- Attaway, A, J Faress, F Jacono, et S Dasarathy. 2021. « Acute Responses to Oxygen Delivery via High Flow Nasal Cannula in Patients with Severe Chronic Obstructive Pulmonary Disease—HFNC and Severe COPD ». *Journal of Clinical Medicine* 10 (9). <https://doi.org/10.3390/jcm10091814>.
- Baudin, F, C Pouzot-Nevoret, L Hocine, et B Allaouchiche. 2020. « High flow nasal cannula: an alternative to continuous positive airway pressure in cats ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 23 (4): 405-6. <https://doi.org/10.1177/1098612X20977779>.
- Behnke, J, B Lemyre, C Czernik, K Zimmer, H Ehrhardt, et M Waitz. 2019. « Non-Invasive Ventilation in Neonatology ». *Deutsches Ärzteblatt International* 116 (11): 177-83. <https://doi.org/10.3238/arztebl.2019.0177>.
- Briganti, A, P Melanic, D Portela, G Breggi, et K Mama. 2010. « Continuous Positive Airway Pressure Administered via Face Mask in Tranquilized Dogs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 20 (5): 503-8. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2010.00579.x>.
- Brown, J, A Bersenas, K Mathews, et C Kerr. 2009. « Noninvasive Ventilation in Cats ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 19 (5): 416-25. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2009.00458.x>.
- Cavaliere, F, G Conti, R Costa, R Proietti, et S Masieri. 2004. « Noise Exposure during Noninvasive Ventilation with a Helmet, a Nasal Mask, and a Facial Mask ». *Intensive Care Medicine* 30 (9): 1755-60. <https://doi.org/10.1007/s00134-004-2347-9>.
- Ceccherini, G, I Lippi, S Citi, F Perondi, M Pamapanini, G Guidi, et A Briganti. 2020. « Continuous Positive Airway Pressure (CPAP) Provision with a Pediatric Helmet for Treatment of Hypoxemic Acute Respiratory Failure in Dogs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 30 (1): 41-49. <https://doi.org/10.1111/vec.12920>.
- Chiumello, D, G Chevillard, et C Gregoretti. 2011. « Non-Invasive Ventilation in Postoperative Patients: A Systematic Review ». *Intensive Care Medicine* 37 (6): 918-29. <https://doi.org/10.1007/s00134-011-2210-8>.
- Dailey, P, R Harwood, K Walsh, J Fink, T Thayer, G Gagnon, et A Ari. 2017. « Aerosol Delivery Through Adult High Flow Nasal Cannula With Heliox and Oxygen ». *Respiratory Care* 62 (9): 1186-92. <https://doi.org/10.4187/respcare.05127>.
- Daly, J, C Guenther, J Haggerty, et I Keir. 2017. « Evaluation of oxygen administration with a high-flow nasal cannula to clinically normal dogs ». *American Journal of Veterinary Research* 78 (5): 624-30. <https://doi.org/10.2460/ajvr.78.5.624>.
- Di Bella, C, J Araos, L Lacitignola, S Grasso, L De Marzo, A Crovace, et F Staffieri. 2021. « Effects of Continuous Positive Airway Pressure Administered by a Helmet in Cats under General Anaesthesia ». *Journal of Feline Medicine and Surgery* 23 (4): 337-43. <https://doi.org/10.1177/1098612X20951279>.
- Drake, M. 2018. « High-Flow Nasal Cannula Oxygen in Adults: An Evidence-based Assessment ». *Annals of the American Thoracic Society* 15 (2): 145-55. <https://doi.org/10.1513/AnnalsATS.201707-548FR>.
- Dunphy, E, F A Mann, J Dodam, K Branson, C Wagner-Mann, P Johnson, et M Brady. 2002. « Comparison of Unilateral versus Bilateral Nasal Catheters for Oxygen Administration in Dogs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 12 (4): 245-51. <https://doi.org/10.1046/j.1435-6935.2002.t01-1-00049.x>.
- Fisher & Pykel Healthcare®. 2021. « Traitement Haut Débit Nasal (NHF) Optiflow™ administré avec l’AIRVO™ 2 ». 2021. <https://www.fphcare.com/fr-fr/hospital/adult-respiratory/optiflow/airvo-2-system/>.
- Garpestad, E, J Brennan, et N Hill. 2007. « Noninvasive Ventilation for Critical Care ». *CHEST* 132 (2): 711-20. <https://doi.org/10.1378/chest.06-2643>.
- Gilardi, E, M Petrucci, L Sabia, K Wolde Sellasie, D Grieco, et M Pennisi. 2020. « High-flow nasal cannula for body rewarming in hypothermia ». *Critical Care* 24 (1): 122. <https://doi.org/10.1186/s13054-020-2839-1>.
- Harduin, C, B Allaouchiche, J Nègre, I Goy-Thollot, A Barthélemy, A Fougeray, F Baudin, J M Bonnet-Garin, et C Pouzot-Nevoret. 2021. « Impact of Flow and Temperature on Non-Dyspnoeic Dogs’ Tolerance Undergoing High-Flow Oxygen Therapy ». *Journal of Small Animal Practice* 62 (4): 265-71. <https://doi.org/10.1111/jsap.13284>.
- Hegde, S, et P Proddhan. 2013. « Serious Air Leak Syndrome Complicating High-Flow Nasal Cannula Therapy: A Report of 3 Cases ». *Pediatrics* 131 (3): 939-44. <https://doi.org/10.1542/peds.2011-3767>.
- Helviz, Y, et S Einav. 2018. « A Systematic Review of the High-flow Nasal Cannula for Adult Patients ». *Critical Care* 22 (71): 1-9. <https://doi.org/10.1186/s13054-018-1990-4>.

- Hopper, K, P Kass, M Rezende, et J Aldrich. 2007. « Indications, Management, and Outcome of Long-Term Positive-Pressure Ventilation in Dogs and Cats: 148 Cases (1990–2001) ». *Scientific Reports* 230 (1): 64-75. <https://doi.org/10.2460/javma.230.1.64>.
- Hopper, K, et L Powell. 2013. « Basics of Mechanical Ventilation for Dogs and Cats ». *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice, Emergency Medicine*, 43 (4): 955-69. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2013.03.009>.
- Hyun Cho, W, H Ju Yeo, S Hoon Yoon, S Lee, D SooJeon, Y Seong Kim, K Uk Kim, K Lee, H Kyung Park, et M Ki Lee. 2015. « High-Flow Nasal Cannula Therapy for Acute Hypoxemic Respiratory Failure in Adults: A Retrospective Analysis ». *Internal Medicine (Tokyo, Japan)* 54 (18): 2307-13. <https://doi.org/10.2169/internalmedicine.54.4266>.
- Jagodich, T, A Bersenas, S Bateman, et C Kerr. 2019. « Comparison of High Flow Nasal Cannula Oxygen Administration to Traditional Nasal Cannula Oxygen Therapy in Healthy Dogs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 29 (3): 246-55. <https://doi.org/10.1111/vec.12817>.
- . 2020a. « High-Flow Nasal Cannula Oxygen Therapy in Acute Hypoxemic Respiratory Failure in 22 Dogs Requiring Oxygen Support Escalation ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 30 (4): 364-75. <https://doi.org/10.1111/vec.12970>.
- . 2020b. « Preliminary Evaluation of the Use of High-Flow Nasal Cannula Oxygen Therapy during Recovery from General Anesthesia in Dogs with Obstructive Upper Airway Breathing ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care (San Antonio, Tex.: 2001)* 30 (4): 487-92. <https://doi.org/10.1111/vec.12971>.
- Jaile, J C, T Levin, J T Wung, S J Abramson, C Ruzal-Shapiro, et W E Berdon. 1992. « Benign gaseous distension of the bowel in premature infants treated with nasal continuous airway pressure: a study of contributing factors. » *American Journal of Roentgenology* 158 (1): 125-27. <https://doi.org/10.2214/ajr.158.1.1727337>.
- Kallstrom, T et American Association for Respiratory Care (AARC). 2002. « AARC Clinical Practice Guideline: Oxygen Therapy for Adults in the Acute Care Facility--2002 Revision & Update ». *Respiratory Care* 47 (6): 717-20.
- Keidan, I, G Fine, T Kagawa, F Schneck, et E Motoyama. 2000. « Work of Breathing During Spontaneous Ventilation in Anesthetized Children: A Comparative Study Among the Face Mask, Laryngeal Mask Airway and Endotracheal Tube ». *Anesthesia & Analgesia* 91 (6): 1381-88. <https://doi.org/10.1097/00005539-200012000-00014>.
- Keir, I, J Daly, J Haggerty, et C Guenther. 2016. « Retrospective Evaluation of the Effect of High Flow Oxygen Therapy Delivered by Nasal Cannula on PaO₂ in Dogs with Moderate-to-Severe Hypoxemia ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 26 (4): 598-602. <https://doi.org/10.1111/vec.12495>.
- Kopelman, A, et D Holbert. 2003. « Use of Oxygen Cannulas in Extremely Low Birthweight Infants Is Associated with Mucosal Trauma and Bleeding, and Possibly with Coagulase-Negative Staphylococcal Sepsis ». *Journal of Perinatology* 23 (2): 94-97. <https://doi.org/10.1038/sj.jp.7210865>.
- Loukopoulos, P, et W Reynolds. 1997. « Comparative evaluation of oxygen therapy techniques in anaesthetised dogs: Face mask and flow-by technique ». *Australian Veterinary Practitioner* 27 (1): 34-39.
- Macintire, D, K Drobatz, S Haskins, et W Saxon. 2012. *Manual of Small Animal Emergency and Critical Care Medicine*. Oxford: Wiley-Blackwell.
- Madney, Y, M Fathy, A Elberry, H Rabea, et M Abdelrahim. 2019. « Aerosol Delivery Through an Adult High-Flow Nasal Cannula Circuit Using Low-Flow Oxygen ». *Respiratory Care* 64 (4): 453-61. <https://doi.org/10.4187/respcare.06345>.
- Makdee, O, A Monsomboon, U Surabenjawong, N Praphruetkit, W Chaisirin, T Chakorn, C Permpikul, P Thiravit, et T Nakornchai. 2017. « High-Flow Nasal Cannula Versus Conventional Oxygen Therapy in Emergency Department Patients With Cardiogenic Pulmonary Edema: A Randomized Controlled Trial ». *Annals of Emergency Medicine* 70 (4): 465-72. <https://doi.org/10.1016/j.annemergmed.2017.03.028>.
- Mauri, T, A Galazzi, F Binda, L Masciopinto, N Corcione, E Carlesso, M Lazzeri, et al. 2018. « Impact of flow and temperature on patient comfort during respiratory support by high-flow nasal cannula ». *Critical Care* 22 (120): 1-9. <https://doi.org/10.1186/s13054-018-2039-4>.
- Meira, C, F Joerger, A Kutter, A Waldmann, S Ringer, S Böehm, S Iff, et M Mosing. 2018. « Comparison of three continuous positive airway pressure (CPAP) interfaces in healthy Beagle dogs during medetomidine–propofol constant rate infusions ». *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 45 (2): 145-57. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2017.11.001>.

- Milési, C, A-F Pierre, et A Deho. 2018. « A multicenter randomized controlled trial of a 3-L/kg/min versus 2-L/kg/min high-flow nasal cannula flow rate in young infants with severe viral bronchiolitis (TRAMONTANE 2) ». *Intensive Care Medicine* 44 (11): 1870-78. <https://doi.org/10.1007/s00134-018-5343-1>.
- Nishimura, M. 2016. « High-Flow Nasal Cannula Oxygen Therapy in Adults: Physiological Benefits, Indication, Clinical Benefits, and Adverse Effects ». *Respiratory Care* 61 (4): 529-41. <https://doi.org/10.4187/respcare.04577>.
- Polin, R, et R Sahni. 2002. « Newer Experience with CPAP ». *Seminars in Neonatology* 7 (5): 379-89. <https://doi.org/10.1053/siny.2002.0132>.
- Pouzot-Nevoret, C, L Hocine, J Nègre, I Goy-Thollot, A. Barthélemy, E Boselli, J M Bonnet, et B Allaouchiche. 2019. « Prospective Pilot Study for Evaluation of High-Flow Oxygen Therapy in Dyspnoeic Dogs: The HOT-DOG Study ». *Journal of Small Animal Practice* 60 (11): 656-62. <https://doi.org/10.1111/jsap.13058>.
- Renda, T, A Corrado, G Iskandar, G Pelaia, K Abdalla, et P Navalesi. 2018. « High-flow nasal oxygen therapy in intensive care and anaesthesia ». *British Journal of Anaesthesia* 120 (1): 18-27. <https://doi.org/10.1016/j.bja.2017.11.010>.
- Ricard, J-D, G Saumon, et D Dreyfuss. 2006. « Lésions induites par la VM : que nous ont appris les études animales ? » *Elsevier SAS* 15 (1): 29-35. <https://doi.org/10.1016/j.reaurg.2005.12.012>.
- Ricard, J-D, B Sztrymf, J Messika, R Miguel Montanes, S Gaudry, et D Dreyfuss. 2012. « Oxygénothérapie haut débit, intérêt et limites ». *Urgences 2012* 28: 1-10. <https://doi.org/NR>.
- Roca, O, J Riera, F Torres, et J Masclans. 2010. « High-Flow Oxygen Therapy in Acute Respiratory Failure ». *Respiratory Care* 55 (4): 408-13. <https://doi.org/PMID: 20406507>.
- Rondelli, V, A Guarracino, P Iacobellis, S Grasso, T Stripoli, L Lacitignola, E Auriemma, F Romano, J Araos, et F Staffieri. 2020. « Evaluation of the Effects of Helmet Continuous Positive Airway Pressure on Laryngeal Size in Dogs Anesthetized with Propofol and Fentanyl Using Computed Tomography ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 30 (5): 543-49. <https://doi.org/10.1111/vec.12977>.
- Rutter, C, E Rozanski, C Sharp, L Powell, et M Kent. 2011. « Outcome and Medical Management in Dogs with Lower Motor Neuron Disease Undergoing Mechanical Ventilation: 14 Cases (2003-2009): Ventilation of Dogs with Lower Motor Neuron Disease ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 21 (5): 531-41. <https://doi.org/10.1111/j.1476-4431.2011.00669.x>.
- Samal, P, D Jena, et A Gupta. 2018. « Oxygen Therapy in Small Animals: A Review ». *International Journal of Livestock Research* 8 (2): 56-64. <https://doi.org/10.5455/ijlr.20170921063931>.
- Signe, et Plunkett. 2012. *Emergency Procedures for the Small Animal Veterinarian*. Third Edition. Philadelphia: Saunders W B.
- Silverstein, D, et K Hopper. 2014. *Small Animal Critical Care Medicine*. Second Edition. Philadelphia: Saunders W B.
- Stabile, M, L Lacitignola, M R Piemontese, C Di Bella, C Acquafredda, S Grasso, A M Crovace, I A Gomez de Segura, et F Staffieri. 2021. « Comparison of CPAP and oxygen therapy for treatment of postoperative hypoxaemia in dogs ». *The Journal of small animal practice*, février. <https://doi.org/10.1111/jsap.13295>.
- Staffieri, F, A Crovace, V De Monte, P Centonze, G Gigante, et S Grasso. 2014. « Noninvasive Continuous Positive Airway Pressure Delivered Using a Pediatric Helmet in Dogs Recovering from General Anesthesia: CPAP Administration by Means a Helmet in Dogs ». *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care* 24 (5): 578-85. <https://doi.org/10.1111/vec.12210>.
- Stefan, M, P Eckert, B Tiru, J Friderici, P Lindenauer, et J Steingrub. 2018. « High Flow Nasal Oxygen Therapy Utilization: 7-year Experience at a Community Teaching Hospital ». *Hospital practice (1995)* 46 (2): 73-76. <https://doi.org/10.1080/21548331.2018.1438739>.
- Sztrymf, B, J Messika, F Bertrand, D Hurel, R Leon, D Dreyfuss, et J D Ricard. 2011. « Beneficial Effects of Humidified High Flow Nasal Oxygen in Critical Care Patients: A Prospective Pilot Study ». *Intensive Care Medicine* 37 (11): 1780-86. <https://doi.org/10.1007/s00134-011-2354-6>.
- Thomson, L, et J Paton. 2014. « Oxygen Toxicity ». *Paediatric Respiratory Reviews* 15 (2): 120-23. <https://doi.org/10.1016/j.prrv.2014.03.003>.
- Vapotherm®. 2021. « Deliver Oxygenation or Ventilatory Support at the Turn of One Button ». 2021. <https://vapotherm.com/precision-flow/>.
- Waddell, L, et L Kingt. 2018. *Manual of Canine and Feline Emergency and Critical Care*. Third Edition. Gloucestershire: BSAVA.

Wagner, M, K Hecker, et D Pang. 2017. « Sedation levels in dogs: a validation study ». *BMC Veterinary Research* 13 (1): 110-18. <https://doi.org/10.1186/s12917-017-1027-2>.



ETUDE SUR LA TOLERANCE DE DIFFERENTS DEBITS ET TEMPERATURES LORS D'OXYGENOTHERAPIE HAUT DEBIT CHEZ LE CHIEN

Madame, Monsieur,

Votre animal va subir une chirurgie courante à Vetagro-Sup. Nous vous proposons que celui-ci fasse partie d'une étude sur la tolérance d'une technique d'administration d'oxygène appelée « oxygénothérapie haut débit ». Lors d'insuffisance respiratoire grave, une des pierres angulaires du traitement est l'administration d'oxygène. Différentes techniques existent. Parmi celles-ci, l'oxygénothérapie haut débit est devenue la technique de référence chez l'Homme.

Cette technique, facile à mettre en place, non-invasive et non douloureuse est tout à fait adaptable chez le chien, mais peu de données existent aujourd'hui sur sa tolérance. Cette méthode consiste à administrer, grâce à des sondes nasales spécifiques, de l'oxygène humidifié à un débit important, afin de contrecarrer l'insuffisance de fonctionnement des poumons atteints. Nous avons récemment montré son efficacité sur les chiens en insuffisance respiratoire, mais le réglage de la machine est pour l'instant basé sur des données dérivant de la médecine chez l'Homme. L'objectif de cette étude est d'apporter plus de données sur la tolérance de cette technique prometteuse afin d'améliorer la prise en charge de nos patients.

Ainsi, nous vous proposons d'effectuer le réveil de votre animal au service de soins intensifs (SIAMU®). Celui-ci sera surveillé en continu par un vétérinaire pendant 3 heures en post-opératoire. Cette étude consiste à placer dans les narines de votre animal les sondes nasales spécifiques à l'oxygénothérapie haut débit, et d'étudier 4 combinaisons de température et de débit d'air afin de connaître la combinaison la mieux tolérée. Cette procédure est complètement indolore et sera stoppée si votre animal ne tolère pas le dispositif.

Une fois votre animal complètement réveillé, il sera transféré au service d'hospitalisation qui assurera l'ensemble du suivi, comme expliqué lors de la consultation.

CONSENTEMENT ECLAIRE

Je soussigné Mme / M⁽¹⁾, propriétaire du chien ⁽¹⁾....., ai pris connaissance de l'intégralité de cette feuille de consentement éclairé.

J'accepte / Je refuse⁽¹⁾ que mon animal soit inclus dans cette étude.

Établi pour valoir ce que de droit.

Date :

Signature du
propriétaire

Nom et Signature d'un des
vétérinaires responsables de l'étude

(1) Rayer les mentions inutiles.

Annexe 2 : Feuille de Randomisation

Oxygénothérapie haut débit chez le chien : influence du débit et de la température sur la tolérance du patient
Feuille de randomisation

Critère d'inclusion :

Post opératoire immédiat d'une chirurgie mineure

Date d'admission :

Poids :

| |
|-----------|
| Etiquette |
|-----------|

Randomisation de l'ordre d'administration des couples température/débit :

| Couple température/débit | Ordre de randomisation (« conditions » 1 à 4) | Débit réglé (Litres/min) |
|---|--|--------------------------|
| Température : 31°C, Débit : VM x 2 (HF2-T31) | | |
| Température : 31°C, Débit : VM x 4 (HF4-T31) | | |
| Température : 38°C, Débit : VM x 2 (HF2-T37) | | |
| Température : 38°C, Débit : VM x 4 (HF4-T37) | | |

!/ ATTENTION !/

Quel que soit le poids du patient : → Débit minimum de 10L/min

→ Débit maximum de 60 L/min

VM : Ventilation minute = Fréquence respiratoire théorique (20 mouvement/min) X volume courant théorique (20 ml/kg/min).

Chaque couple est appliqué pendant 20 min, de manière randomisée.

Annexe 3 : Fiche de saisie clinique

Oxygénothérapie haut débit chez le chien : influence du débit et de la température sur la tolérance du patient

Critère d'inclusion :

Post opératoire immédiat

Date et heure d'admission :

Type de chirurgie :

Poids :

Protocole d'anesthésie utilisé

Molécule/dose :

Durée d'anesthésie :

Heure d'extubation :

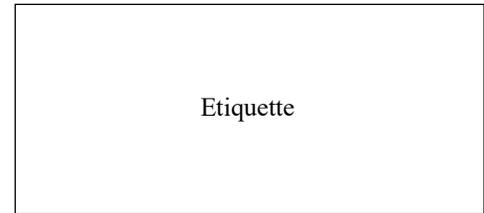
Éléments de surveillance post-opératoires nécessaires :

Monitoring :

ECG, PNI, SpO₂

Score de tolérance

| Score | Critères |
|-------|--|
| 1 | Le patient ne tolère pas l'interface, il est agité et essaye d'enlever l'interface. Nécessité d'une sédation supplémentaire pour la tolérance. |
| 2 | Le patient essaye d'enlever l'interface et est agité. Il est possible de lui faire garder l'interface avec une contention douce. |
| 3 | Le patient tolère l'interface, mais semble agité et stressé. Il n'essaye pas d'enlever l'interface. |
| 4 | Le patient tolère l'interface. Il est calme et confortable. Il n'essaye pas d'enlever l'interface. |



Score de sédation (d'après Wagner 2017)

| Critères | | Score |
|---|---|-------|
| Posture spontanée | Debout | 0 |
| | Debout mais faible | 1 |
| | Couché mais capable de se lever | 2 |
| | Couché, difficultés à se lever | 3 |
| | Incapable de se lever | 4 |
| Réflexe palpébral | Normal | 0 |
| | Ralenti mais fermeture palpébrale complète | 1 |
| | Ralenti avec fermeture palpébrale incomplète | 2 |
| | Absent | 3 |
| Position des yeux | Centrale | 0 |
| | Basculée mais non recouverts par la membrane nictitante | 1 |
| | Basculée et recouverts par la membrane nictitante | 2 |
| Relaxation de la mâchoire et de la langue | Tonus normal, réflexe de déglutition normal | 0 |
| | Tonus réduit, réflexe de déglutition diminué mais présent | 1 |
| | Tonus très diminué, réflexe de déglutition presque absent | 2 |
| | Absence de tonus et de réflexe de déglutition | 3 |
| Réponse au bruit (claquement de main) | Normal, réaction de surprise (tourne la tête vers le bruit) | 0 |
| | Réaction diminuée | 1 |
| | Réaction très faible | 2 |
| | Pas de réaction visible | 3 |
| Réaction à la position de décubitus latéral | Se débat, ne tolère pas la position | 0 |
| | S'agite mais fini par tolérer la position | 1 |
| | S'agite peu, tolère la position | 2 |
| | Ne se s'agite pas | 3 |
| Attitude générale | Agité | 0 |
| | Réveillé, attitude normale | 1 |
| | Calme | 2 |
| | Stuporeux | 3 |
| TOTAL sur 21 | | |

Paramètres avant inclusion

Paramètres cliniques :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |

Mise en place de la canule nasale :

Heure de mise en place de la canule :

| | |
|------------------------------|--|
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAS | |
| SpO ₂ (%) | |

Condition 1 :

Paramètres cliniques relevés immédiatement après la mise en place des gaz :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Paramètres cliniques relevés à la fin des 20 minutes :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Condition 2 :

Paramètres cliniques relevés immédiatement après le changement :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Paramètres cliniques relevés à la fin des 20 minutes :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Condition 3 :

Paramètres cliniques relevés immédiatement après le changement :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Paramètres cliniques relevés à la fin des 20 minutes :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Condition 4 :

Paramètres cliniques relevés immédiatement après le changement :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

Paramètres cliniques relevés à la fin des 20 minutes :

| | |
|------------------------------|--|
| Fréquence cardiaque (bpm) | |
| Fréquence respiratoire (mpm) | |
| PAs | |
| SpO ₂ (%) | |
| Score de tolérance | |
| Score de sédation | |

ETUDE DE L'INFLUENCE DE LA TEMPRATURE ET DU DEBIT SUR LA TOLERANCE DE L'OXYGENATION A HAUT DEBIT CHEZ LE CHIEN SAIN EN REVEIL ANESTHESIQUE.

Auteur

BEYNET Thibaud

Résumé

Dans cette étude prospective, nous avons évalué l'influence de la température et du débit sur la tolérance à l'oxygénation haut débit chez le chien sain. Après une synthèse bibliographique des différentes méthodes d'oxygénothérapie non-invasive et une présentation de l'utilisation de l'oxygénothérapie haut débit (OHD) chez le chien, nous avons évalué la tolérance de l'OHD en fonction de différentes températures (31 et 37°C) et différents débits (deux ou quatre fois la ventilation minute de l'animal).

Douze chiens sains présentés en réveil anesthésique ont été inclus dans l'étude. Après leur extubation, l'OHD est mise en place à travers des canules nasales, puis quatre conditions expérimentales sont mises en place de manière randomisée. Pour chaque condition expérimentale, les paramètres vitaux, un score de sédation ainsi qu'un score de tolérance sont collectés.

Les paramètres vitaux et scores de sédation ne sont pas significativement différents entre chaque condition expérimentale. Les scores de tolérance obtenus n'ont pas permis de mettre en évidence de différence significative en fonction des différentes conditions expérimentales. Ces scores restent cependant élevés pour chaque débit ou température choisi, montrant une très bonne tolérance de cette technique. Cette méthode d'oxygénothérapie semble être utilisable chez le chien quelle que soit la température choisie par l'opérateur.

Mots-clés

- Oxygénothérapie
- Haut débit
- Tolérance
- Soins-intensifs

Jury

| | | |
|---|------------------------|-----------------------|
| Président du jury : | Monsieur le Professeur | ALLAOUCHICHE Bernard |
| Directeur de thèse et 1 ^{er} assesseur : | Madame la Docteure | POUZOT-NEVORET Céline |
| 2 nd Assesseur : | Monsieur le Docteur | JUNOT Stéphane |

Thèse d'Etat de Doctorat Vétérinaire : Lyon, le 28 septembre 2021