

<u>SOMMAIRE</u>	1
<u>TABLE DES ILLUSTRATIONS</u>	5
<u>INTRODUCTION</u>	7
<u>PREMIERE PARTIE : ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE</u>	9
I.1. Le lavage broncho-alvéolaire (LBA)	11
I.1.1. Historique	11
I.1.2. Anatomie des voies aériennes des carnivores domestiques	11
I.1.3. Indications et contre-indications du LBA	12
I.1.4. Modalités de réalisation	13
I.1.5. Le LBA normal du chien et du chat	14
I.2. Anesthésie générale et LBA	15
I.2.1. Les données de la littérature	16
I.2.2. Propriétés du propofol et modalités d'utilisation	17
I.2.2.1. Propriétés pharmacocinétiques	17
a) L'absorption	
b) La distribution	
c) La métabolisation et l'élimination	
I.2.2.2. Propriétés pharmacodynamiques	17
a) Action du propofol sur le système nerveux central	
b) Les conséquences cardiovasculaires	
c) Les conséquences respiratoires	
I.2.2.3. Modalités d'utilisation	18
I.2.3. Intérêt de l'utilisation du propofol lors de LBA	19
I.3. Le risque et les complications liées à l'anesthésie générale	19
I.3.1. Le risque anesthésique	19
I.3.2. Les complications per-anesthésiques	20
I.3.3. Les risques et les complications anesthésiques inhérents à la réalisation d'un LBA	21

<u>DEUXIEME PARTIE : MATERIELS ET METHODES</u>	23
II.1. Sélection des patients	25
II.2. Conditions de réalisation de l'étude	25
II.3. Procédure de réalisation du LBA	26
II.3.1. Matériel nécessaire	26
II.3.2. Chronologie de réalisation	27
II.4. Déroulement de l'anesthésie	27
II.4.1. Pose d'une voie veineuse	27
II.4.2. Induction (T ₀)	28
II.4.3. Maintenance	28
II.4.4. Réveil	28
II.5. Paramètres étudiés	29
II.5.1. Paramètres pré-anesthésiques	29
II.5.2. Paramètres per-anesthésiques	29
II.5.3. Paramètres post-anesthésiques	30
II.6. Analyses du liquide recueilli lors du LBA	31
II.6.1. Conditionnement des prélèvements (spécimens)	31
II.6.2. Etude cytologique des LBA	31
II.6.2.1. Préparation des lames	31
II.6.2.2. Coloration des lames	31
II.6.2.3. Montage des lames	32
II.6.2.4. Lecture des lames	32
II.6.2.5. Evaluation de qualité technique du LBA	32
II.6.3. Etude bactériologique des LBA	33

TROISIEME PARTIE : RESULTATS **35**

III.1. Description de la population et du contexte clinique	37
III.1.1. Caractéristiques de la population à l'inclusion	37
III.1.1.1. Répartition des espèces et des races dans la population	37
III.1.1.2. Répartition des âges, poids et sexe dans la population	37
III.1.1.3. Motif de réalisation du LBA	38
III.1.1.4. Données cliniques de la population à l'inclusion	38
a) La sphère respiratoire	
b) La sphère cardiovasculaire	
c) La température	
d) Autres	
III.1.1.5. Données para cliniques de la population à l'inclusion	39
a) Analyses urinaires et sanguines	
b) Radiographies thoraciques	
III.1.2. Classification ASA	40
III.2. Anesthésie générale et propofol	40
III.2.1. Les différentes phases de l'anesthésie générale	41
III.2.2. Doses de propofol utilisées	41
III.2.2.1. A l'induction (de T_0 à T_{+2min})	41
III.2.2.2. Pour la maintenance (en bolus) (de T_{+2min} à DDP)	42
III.2.2.3. Doses cumulées de propofol (de T_0 à DDP)	42
III.2.3. Qualité et cinétique du réveil	42
III.3. Suivi clinique de l'anesthésie générale	42
III.3.1. Au cours de la maintenance	42
III.3.1.1. Sphère cardiovasculaire	42
III.3.1.2. Sphère respiratoire	43
III.3.1.3. Réflexes laryngé, palpébral et de toux (ou d'effort d'expectoration)	43
III.3.2. Au cours du réveil	43
III.4. Incidents per-anesthésiques	44
III.4.1. A l'induction	44
III.4.2. Durant la maintenance	44
III.4.3. Au réveil	44

III.4.3.1. Immédiats	44
III.4.3.2. Retardés	44
III.5. Résultats concernant le LBA	45
III.5.1. Réalisation du sondage	45
III.5.2. Réalisation du lavage	45
III.5.3. Résultats des analyses effectuées sur le liquide recueilli	46
III.5.3.1. Résultats des analyses cytologiques	46
III.5.3.2. Résultats des analyses bactériologiques	46
 <u>QUATRIEME PARTIE : DISCUSSION</u>	 47
 <u>CONCLUSION</u>	 55
 <u>BIBLIOGRAPHIE</u>	 57
 <u>ANNEXES</u>	 65
ANNEXE 1 : Fiche récapitulative utilisée lors de la réalisation des LBA	67
ANNEXE 2 : Données pré-cliniques individuelles à l'inclusion	70
ANNEXE 3 : Données cliniques individuelles à l'inclusion	71
ANNEXE 4 : Données para cliniques individuelles à l'inclusion	72
ANNEXE 5 : Répartition de la population en fonction du stade ASA	73
ANNEXE 6 : Les différentes phases de l'anesthésie et leurs durées	73
ANNEXE 7 : Doses de propofol nécessaires	74
ANNEXE 8 : Suivi clinique individuel	75
ANNEXE 9 : Incidents immédiats au réveil	76
ANNEXE 10 : Modalités de réalisation du LBA	76
ANNEXE 11 : Résultats individuels des analyses cytologiques et bactériologiques	77

TABLE DES ILLUSTRATIONS

Figures

<u>Figure 1</u> : Principe de réalisation du LBA.	13
<u>Figure 2</u> : Schéma simplifié des risques encourus lors de la réalisation d'un LBA.	15
<u>Figure 3</u> : Structure chimique semi développée du propofol.	17
<u>Figure 4</u> : Répartition des espèces et des races dans la population.	37
<u>Figure 5</u> : Choix du tube flexible par l'opérateur.	45
<u>Figure 6</u> : Répartition des LBA en fonction de leur qualité technique.	46

Tableaux

<u>Tableau 1</u> : Indications et contre-indications du LBA selon MAC KIERNAN [40].	12
<u>Tableau 2</u> : Protocoles anesthésiques possibles avec le propofol (Rapinovel ND).	18
<u>Tableau 3</u> : Classification ASA et mortalité per-anesthésique associée dans les espèces canine et féline.	20
<u>Tableau 4</u> : Motifs de réalisation du LBA.	38
<u>Tableau 5</u> : Anomalies de la sphère respiratoire à l'inclusion de la population.	38
<u>Tableau 6</u> : Anomalies para cliniques à l'inclusion de la population.	39
<u>Tableau 7</u> : Anomalies radiologiques à l'inclusion de la population.	40
<u>Tableau 8</u> : Durées des différentes phases de l'anesthésie.	41
<u>Tableau 9</u> : Suivi per-anesthésique de la fonction respiratoire.	43
<u>Tableau 10</u> : Suivi des réflexes palpébral, laryngé et de toux au cours de l'anesthésie générale.	43
<u>Tableau 11</u> : Nature et incidence des complications per-anesthésiques durant la maintenance.	44
<u>Tableau 12</u> : Incidents rencontrés au réveil.	44
<u>Tableau 13</u> : Evaluation de la qualité technique des prélèvements LBA.	46

INTRODUCTION

Chez le chien et le chat, les affections respiratoires sont fréquentes mais peuvent être difficiles à diagnostiquer. On les classe en deux catégories : les affections hautes de l'appareil respiratoire (syndrome Brachycéphale, paralysie laryngée, collapsus trachéal,...) et les affections basses (bronchite, pneumonie, affections pleurales, affections médiastinales). La plupart du temps, le diagnostic peut être établi par le vétérinaire après recueil de l'anamnèse, des commémoratifs et après la réalisation d'un examen clinique rigoureux. Cependant, le traitement mis en place s'avère parfois inefficace et l'affection peut alors très vite s'aggraver.

En médecine vétérinaire, il existe peu d'examens complémentaires utiles dans la démarche diagnostique, particulièrement pour les affections profondes. La radiographie de la cavité thoracique constitue un premier élément d'investigation. Elle ne peut cependant qu'orienter le diagnostic. Le lavage broncho-alvéolaire (LBA), technique d'exploration des territoires profonds et alvéolaires, constitue souvent un complément indispensable à la démarche diagnostique d'une affection de l'appareil respiratoire profond. Chez l'animal, cet examen doit se faire sous anesthésie générale. Le risque anesthésique potentialisé par les risques inhérents à la technique (administration intrapulmonaire de liquide) fait qu'encore aujourd'hui, la pratique du LBA en clientèle est peu fréquente en France.

De plus, pour le protocole anesthésique à utiliser, les données de la littérature, quand elles existent, ne sont pas concordantes. Certains auteurs préconisent en effet l'utilisation de la kétamine associée au diazepam [18,32] quand d'autres recommandent l'administration de barbituriques (thiopental [9,51] ou pentobarbital [43]). La majorité des sources bibliographiques actuelles préconise l'utilisation du propofol en bolus ou en perfusion continue [9,11,31,37,47,53,54,55]. Toutefois, aucune justification pertinente n'accompagne ces recommandations.

L'objectif de cette étude est donc dans un premier temps de synthétiser les données actuellement disponibles afin d'établir les raisons justifiant l'usage du propofol, puis dans un deuxième temps d'évaluer, au travers de la réalisation d'une étude prospective, un protocole anesthésique incluant du propofol pour la réalisation de LBA. Deux critères permettant de juger de la pertinence de ce protocole ont été retenus : la sécurité pour le patient et la qualité des informations diagnostiques obtenues.

PREMIERE PARTIE :
ETUDE BIBLIOGRAPHIQUE

I.1. Le lavage broncho-alvéolaire (LBA)

Le LBA est un examen médical à visée thérapeutique et/ou diagnostique consistant en l'injection dans les bronches et les alvéoles de liquide physiologique stérile. Ce liquide est ensuite aspiré et collecté pour faire l'objet d'une analyse cytologique et/ou bactériologique.

I.1.1. Historique

L'étude cytologique du *tractus* respiratoire est récente tant en médecine humaine qu'en médecine vétérinaire.

DONNE, en 1845, fut le premier à publier des travaux sur les exfoliations cellulaires présentes dans des crachats humains. En 1919, **HAMPELN** publia les résultats d'une étude expérimentale dans laquelle pour la première fois l'étude cytologique des crachats permettait d'établir un diagnostic de cancer du poumon chez l'homme [19].

La réalisation de lavages trachéo-bronchiques (LTB) ou de lavages broncho-alvéolaires (LBA) en médecine vétérinaire ne date que des années 1970. Progressivement, l'imagerie médicale (endoscopie) a supplanté la réalisation en aveugle de cet examen.

I.1.2. Anatomie des voies aériennes des carnivores domestiques

Toutes proportions gardées, les voies aériennes des carnivores domestiques dans leurs caractéristiques générales sont très proches de celles de l'homme. L'appareil respiratoire se divise en deux parties :

- Les voies aériennes supérieures, qui comprennent le nez externe, les cavités nasales et la partie nasale du pharynx (rhinopharynx) ;
- Les voies aérophores, plus profondes, sont constituées du larynx, de la trachée, des bronches, des bronchioles et des alvéoles pulmonaires.

La trachée est un conduit cartilagineux flexible qui fait suite au larynx. Cette voie aérophore initiale, impaire au départ, se divise à l'aplomb du cœur en deux bronches principales : une droite et une gauche. Les bronches principales se subdivisent progressivement et leur diamètre diminue jusqu'à obtenir des bronchioles au contact *in fine* des sacs alvéolaires ou alvéoles pulmonaires.

I.1.3. Indications et contre-indications du LBA

Les indications vétérinaires d'un LBA sont diagnostiques et/ou thérapeutiques. L'objectif est de trouver rapidement l'origine de l'affection respiratoire afin d'y apporter une solution thérapeutique la plus précoce et la plus efficace possible.

En pratique vétérinaire, le LBA utilisé comme outil diagnostique est indiqué dans les affections pulmonaires lumenales et pariétales. En revanche, pour les affections de type interstitiel, les résultats de trois publications récentes montrent que chez le chien, le LBA ne permet pas d'affiner significativement le diagnostic, contrairement à l'histologie [14,38,49].

Le LBA utilisé comme outil thérapeutique est moins fréquent. Le geste consiste en la dilution et en l'aspiration des sécrétions pulmonaires.

Les indications et contre-indications d'un LBA ont été synthétisées par **MAC KIERNAN** [40] (Tableau 1).

Visée	Indications	Contre-indications
Diagnostic	- Toux chronique d'origine indéterminée. - Lésion pulmonaire d'origine indéterminée. - Hémoptysie. - Halitose d'origine indéterminée.	Absolues : - Trouble grave de l'hémostase - Trouble cardio-respiratoire grave Relatives : - Trouble cardio-respiratoire léger - Urémie (risque d'arythmie)
Thérapeutique	- Aspiration des sécrétions pulmonaires.	

Tableau 1 : Indications et contre-indications du LBA selon MAC KIERNAN [40].

MAC KIERNAN souligne qu'en cas de trouble majeur de l'hémostase, la réalisation du LBA est contre-indiquée : les microlésions potentiellement provoquées par le passage de la sonde pourraient alors se révéler dommageables. Il recommande donc la réalisation systématique d'un bilan d'hémostase lors de l'évaluation pré anesthésique de l'animal.

Les autres contre-indications citées sont relatives. En effet, les affections cardiaques et/ou respiratoires sont à considérer lors de l'évaluation pré anesthésique de l'animal mais elles ne contre-indiquent pas en soi la réalisation d'un LBA. Il convient cependant d'en tenir compte dans l'évaluation de la balance bénéfices/risques.

I.1.4. Modalités de réalisation

Le LBA peut être pratiqué sur un territoire pulmonaire déterminé (lavage sous contrôle fibroscopique) ou aléatoire (lavage réalisé en aveugle).

Un tube souple est introduit par la bouche dans les voies aériennes en prenant soin d'éviter toute contamination oro-pharyngée. Ce tube est ensuite descendu doucement dans le larynx puis dans la trachée jusqu'à venir en butée dans une des deux bronches. Lors de la réalisation de LBA en aveugle, la poursuite du trajet du tube est aléatoire. Lorsque celui-ci arrive finalement en butée contre des bronchioles dont le calibre n'autorise plus son passage, du chlorure de sodium isotonique est injecté puis aspiré délicatement pour ne pas collaber les bronchioles du territoire drainé. Environ 20 à 60 % du liquide injecté sont récupérés [13,28]. Cette opération peut être répétée. Cette technique permet de récupérer les cellules et potentiellement les bactéries présentes dans la zone drainée par ces bronchioles. Divers auteurs ont décrit des méthodes particulières de lavage, mais aucune comparaison n'a jamais été réalisée [19]. La figure 1 illustre les étapes de la réalisation d'un LBA. Le territoire drainé est aléatoire ou non en fonction de la méthode employée.

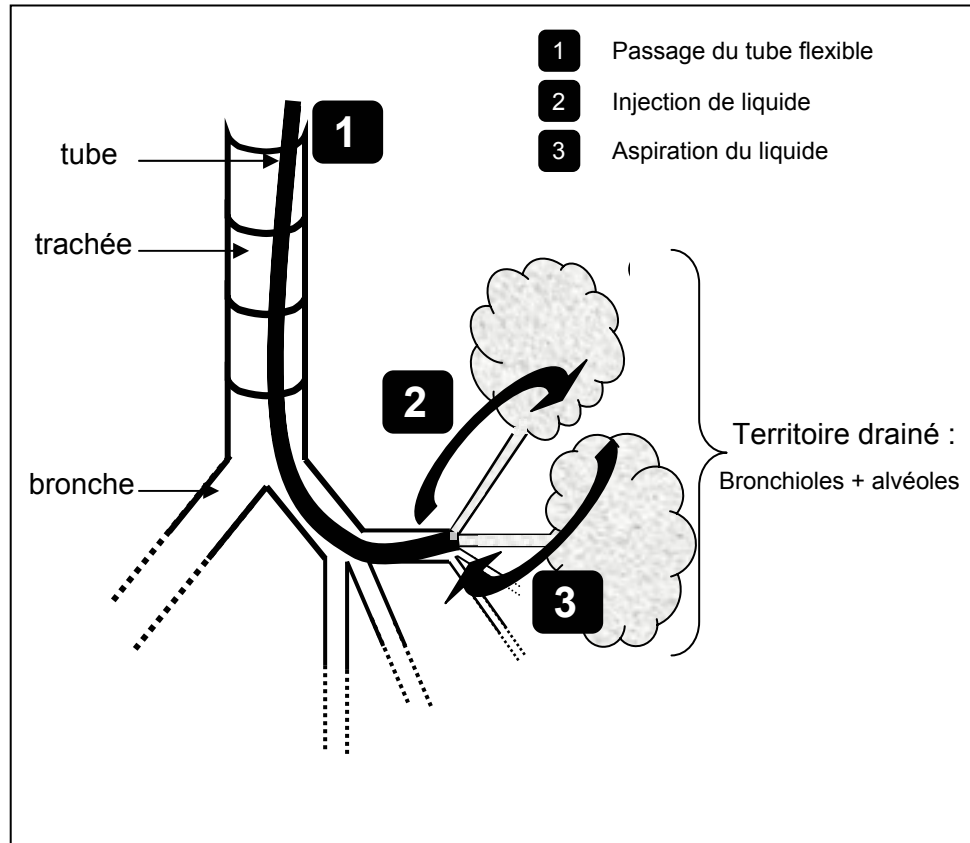


Figure 1 : Principe de réalisation du LBA.

Le LBA par bronchoscopie reste cependant la méthode de référence : elle présente l'avantage de visualiser précisément les lésions et autorise ainsi la réalisation de cet examen sur un territoire pulmonaire déterminé. Néanmoins, outre l'investissement matériel important qu'implique la bronchoscopie, son utilisation n'est possible que sur les animaux dont les bronches présentent un calibre suffisant pour permettre le passage de la sonde fibroscopique et l'utilisation du fibroscope nécessite une certaine expérience [3]. Ces facteurs expliquent que cette technique, bien qu'étant la plus rigoureuse, ne soit pas la plus répandue en médecine vétérinaire.

Notre étude s'est intéressée à la réalisation de cet examen dans le contexte d'une pratique clinique courante. C'est pourquoi tous les LBA ont été réalisés en aveugle à l'aide d'une sonde de gavage souple.

Il reste à préciser que le lavage par abord trans-trachéal (LTT), technique plus invasive dans laquelle un cathéter est inséré dans la trachée après passage de la membrane cricothyroïdienne, est plutôt adaptée à la réalisation de lavages trachéo-bronchiques (LTB) [47] et n'a donc pas été retenu.

I.1.5. Le LBA « normal » du chien et du chat

Les analyses réalisées sur le liquide prélevé (spécimens) sont de nature cytologique et bactériologique.

Une analyse bactériologique « normale » est négative.

La notion d'analyse cytologique « normale » est plus difficile à définir. En effet, les valeurs usuelles des cytologies des LBA sont appréciées variablement selon les auteurs [4,7,30,44,59] et aucun consensus ne se dégage vraiment, y compris dans les publications récentes. Néanmoins, les auteurs s'accordent sur les points suivants [13,18,19] :

- la formule leucocytaire et la cellularité du spécimen sont corrélées à la technique utilisée pour la réalisation du LBA ;
- la cellularité normale d'un chien ou d'un chat sain est inférieure à 400-500 par μL ;
- la formule leucocytaire normale d'une cytologie de LBA est majoritairement composée de macrophages.

I.2. Anesthésie générale et LBA

En médecine humaine, les LBA sont assistés par bronchoscopie ; les patients subissent une anesthésie locale du larynx à la xylocaïne afin de limiter les réflexes laryngés. Cette pratique ne peut être utilisée en médecine vétérinaire : l'animal doit être obligatoirement anesthésié. La réalisation d'un LBA présente par conséquent des risques liés (Figure 2) :

- au lavage : le passage du tube flexible et l'injection de liquide dans les voies respiratoires peuvent être à l'origine d'une gêne respiratoire et d'une décompensation brutale [21] ;
- à l'anesthésie générale [46] ;
- à la combinaison des deux.

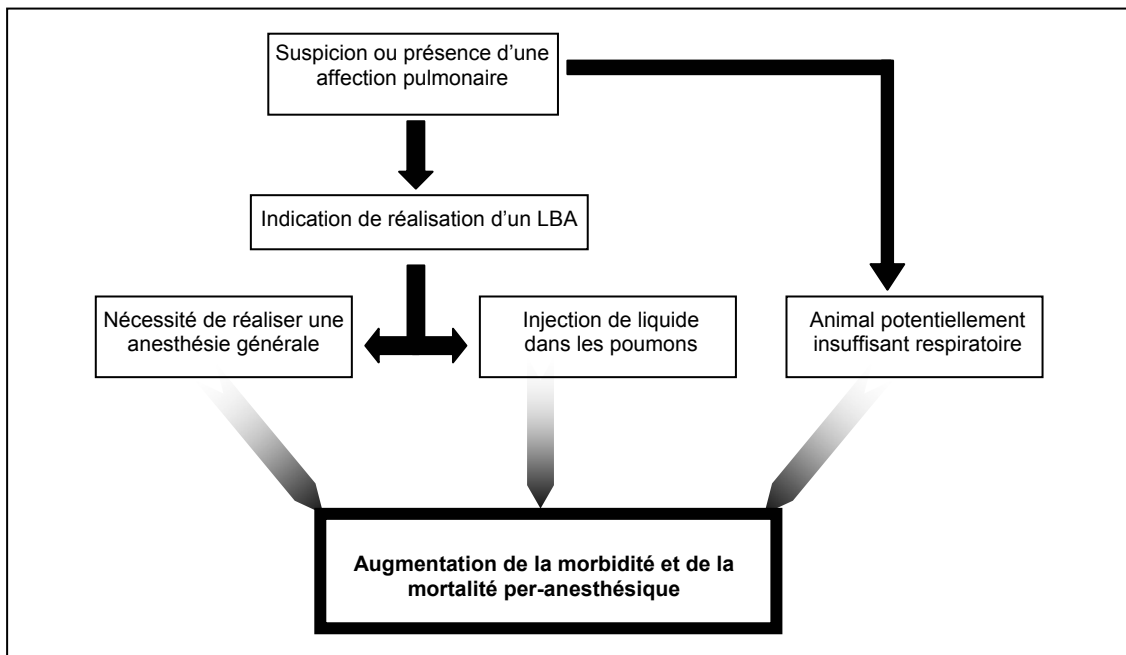


Figure 2 : Schéma simplifié des risques encourus lors de la réalisation d'un LBA.

La réussite de cet examen dépend donc de plusieurs facteurs interdépendants :

- l'état général initial de l'animal, en particulier sa fonction respiratoire ;
- la qualité de l'anesthésie générale ;
- les modalités de réalisation du LBA.

I.2.1. Les données de la littérature

La plupart des études ne se prononcent pas en faveur d'un protocole anesthésique en particulier [2,8,10,12,29,42,48,63].

Certains auteurs préconisent de réaliser un LBA à l'aide d'un protocole anesthésique combinant la kétamine et le diazepam [18,32] qui présente un double avantage par rapport à la récupération des exfoliations cellulaires : cette association médicamenteuse conserve d'une part le réflexe de toux (rendement du LBA accru) et possède d'autre part un effet broncho-dilatateur [62]. Néanmoins, les agents dissociatifs tels que la kétamine présentent quelques limites. En effet, outre le temps de réveil important (30 minutes environ [25,62]) comparé au temps nécessaire à l'examen (15 minutes environ), la kétamine ne peut s'utiliser dans l'ensemble des situations cliniques (état de santé du patient), *a fortiori* lorsque le geste technique est susceptible d'être à l'origine d'une majoration du risque anesthésique.

D'autres auteurs recommandent les barbituriques (thiopental [9,51] ou pentobarbital [43]) qui présentent une action de courte durée mais qui annihilent le réflexe de toux [25,62].

La majorité des sources bibliographiques actuelles préconise en fait l'utilisation du propofol en bolus ou en perfusion continue [9,11,31,37,47,53,54,55] : ce médicament permet d'obtenir une induction rapide et un réveil précoce.

I.2.2. Propriétés du propofol et modalités d'utilisation

Le propofol, autrement appelé 2,6 diisopropylphénol, est un alkylphénol bisubstitué en ortho par rapport à la fonction alcool du cycle benzénique (Figure 3). Les propriétés anesthésiques de cette molécule ont été découvertes en 1970 sur la souris [16] ; elle n'appartenait à aucune famille connue jusqu'alors [6]. Son solvant est une émulsion principalement lipidique (notamment à base d'œuf et de soja) et n'est pas doté d'agent conservateur. Il doit donc être manipulé dans un très grand respect des règles d'asepsie (milieu propice à la culture bactérienne et fongique [5,20]).

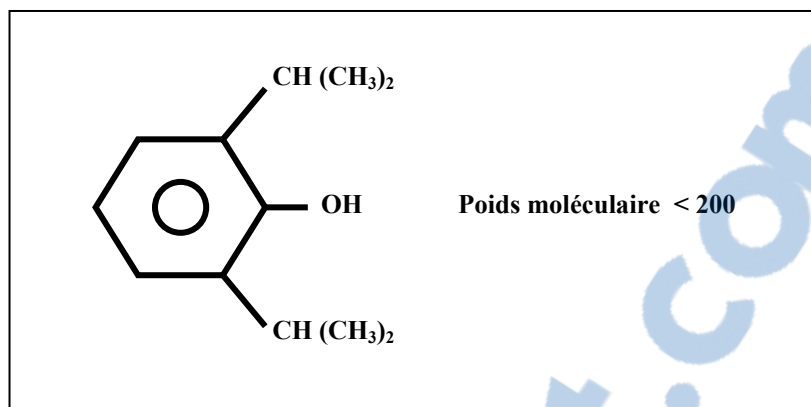


Figure 3 : Structure chimique semi développée du propofol.

I.2.2.1. Propriétés pharmacocinétiques

a) L'absorption

Elle n'est cliniquement satisfaisante que si le produit est injecté par voie intraveineuse [6]. Le propofol n'a généralement pas d'activité anesthésique s'il est administré par une autre voie.

b) La distribution

Elle est rapide dans les tissus richement vascularisés comme le cerveau, d'où la perte de conscience rapide après l'injection (moins d'une minute [6].)

c) La métabolisation et l'élimination

Le propofol est conjugué au niveau hépatique mais une étude a révélé l'existence d'un site de biotransformation extra-hépatique. L'hypothèse d'une biotransformation pulmonaire préalable à la métabolisation hépatique ne serait pas à écarter [5]. L'élimination est très rapide et majoritairement rénale [26]. Le réveil survient rapidement après un seul bolus en IV : la narcose induite par le propofol est de courte durée. Toutefois, chez les chats, la métabolisation est plus lente (conjugaison hépatique moins efficace) et la récupération plus longue [61].

I.2.2.2. Propriétés pharmacodynamiques

a) Action du propofol sur le système nerveux central

La principale action du propofol est l'augmentation dose dépendante de la transmission GABAergique [5] (hyperpolarisation post-synaptique). Il entraîne ainsi une

diminution du métabolisme cérébral, de l'influx sanguin et de la pression intracrânienne [26]. Il a également une action anti-convulsivante.

b) Les conséquences cardiovasculaires de l'utilisation du propofol

Le propofol est à l'origine d'une légère baisse de l'inotropie cardiaque associée à une vasodilatation, qui entraîne une baisse de la pression artérielle [24,50]. Ce phénomène doit être surveillé en particulier à l'induction d'autant plus que le propofol n'est pas associé à une tachycardie de compensation. En effet, cet agent anesthésique ne modifie ni l'activité sympathique du système nerveux autonome, ni la sensibilité du baroréflexe. Il entraîne uniquement l'absence d'intégration centrale du signal ; ceci autorise une fréquence cardiaque basse en dépit d'une pression artérielle basse [15].

c) Les conséquences respiratoires

Le propofol induit une dépression respiratoire dose-dépendante et peut même entraîner une apnée transitoire à l'induction. Son utilisation s'avère toujours associée à une bradypnée, sauf en cas d'anesthésie très légère [45]. Les réflexes laryngés et de toux sont très diminués [3]. Le propofol est faiblement broncho-dilatateur [27].

I.2.2.3. Modalités d'utilisation

Le propofol s'administre par voie intraveineuse stricte. Le tableau 3 récapitule, selon les principales prémédications possibles, les doses recommandées pour obtenir une narcose dite « chirurgicale ».

Prémédication			Induction		Bolus (mg/kg)
Type	Dose chien	Dose chat	Dose chien (mg/kg)	Dose chat (mg/kg)	
Absence			4 - 6,5	6 - 8	0,5 - 2
Acépromazine	0,025 - 0,05 mg/kg		3 - 6	4 - 8	
Benzodiazépine	0,2 - 0,3 mg/kg				
Benzodiazépine + morphine	0,05 - 0,2 mg/kg				
Acépromazine + morphine	0,05 - 0,2 mg/kg		2 - 4	3 - 6	
Médétomidine	10 - 40 µg/kg	40 - 80 µg/kg	1 - 2	2	
Romifidine	40 - 80 µg/kg	100 - 200 µg/kg			
Xylazine	0,2 - 1,1 mg/kg				

Tableau 2 : Protocoles anesthésiques possibles avec le propofol (RapinovelND).

Pour l'entretien de la narcose, le propofol (Rapinovel ND) peut également être administré en perfusion continue à raison de 6-30 mg/kg/h.

I.2.3. Intérêt de l'utilisation du propofol lors de LBA

Le propofol autorise une induction rapide et un réveil précoce ; sa métabolisation et son élimination rapides notamment chez le chien permettent de « contrôler » facilement la durée et la profondeur de la narcose. Ces propriétés pharmacologiques intrinsèques présentent deux avantages majeurs :

- L'animal n'est maintenu sous anesthésie générale que pendant la durée nécessaire à la réalisation du geste technique, contrairement à la kétamine et aux barbituriques ;
- Le réflexe de toux peut être conservé lorsque la narcose est faible.

I.3. Le risque et les complications liées à l'anesthésie générale

I.3.1. Le risque anesthésique

Il est indéniable que les complications provoquées par une anesthésie, même si elles sont rares, peuvent être gravissimes. Certaines d'entre elles (hypoperfusion, hypoxémie,...) peuvent laisser des séquelles notamment neurologiques particulièrement dramatiques et invalidantes. Ainsi, l'identification et la quantification du risque anesthésique sont impératives pour permettre au vétérinaire de mettre en place les moyens (pharmacologiques, instrumentaux,...) nécessaires à la sécurité du patient, d'établir un pronostic et d'évaluer la balance bénéfices/risques de l'anesthésie envisagée.

En médecine humaine, de nombreuses études mettent en évidence bon nombre de facteurs de risque anesthésique [17] : l'âge, les affections associées, le type d'intervention (les interventions « lourdes » présentent un risque trois fois plus élevé que les interventions « mineures »), le caractère urgent de l'intervention (il double le risque de complications) et bien entendu le stade ASA du patient.

Le stade ASA repose sur une classification simple du risque anesthésique en fonction de l'état pré-opératoire du patient définie par l'American Society of Anesthesiologists (ASA) en 1963 [46]. Cette classification suit une logique évidente selon laquelle plus l'état pré-opératoire du patient est critique, plus le risque anesthésique est grand. En dépit de sa grande

simplicité et donc de son imprécision, le score ASA apparaît nettement, en médecine humaine, comme le facteur de risque anesthésique le plus pertinent et donne par conséquent une évaluation assez précise du risque anesthésique global.

Cette classification a directement été transposée aux carnivores domestiques. Il ressort en effet de l'étude de Hosgood et Scholl [33] que le stade ASA est également pertinent en médecine vétérinaire pour graduer le risque de mortalité péri-anesthésique (Tableau 2).

Stade ASA	Etat clinique pré-opératoire	Mortalité per-anesthésique selon [46]
I	Patient normal ou sans affection discernable.	0,1 - 0,5 %
II	Patient avec une affection à répercussion générale mineure.	ASA I x (1,5 - 2)
III	Patient avec une affection à répercussion générale modérée.	ASA I x (3 - 5)
IV	Patient avec une affection à répercussion générale majeure, nécessitant un traitement vital.	ASA I x (30 - 50)
V	Patient moribond, dont l'espérance de vie n'excède pas 24 heures avec ou sans intervention chirurgicale.	99 %

Tableau 3 : Classification ASA et mortalité per-anesthésique associée dans les espèces canine et féline.

I.3.2. Les complications per-anesthésiques

Lorsqu'on évoque le terme de complication, il est important de distinguer les notions de mortalité et de morbidité. Par définition, la mortalité anesthésique renvoie aux décès imputables à l'anesthésie elle-même et représente donc la complication la plus grave. La morbidité anesthésique quant à elle regroupe l'ensemble des complications survenant durant la période anesthésique, qu'elles soient responsables ou non de séquelles. Elle peut donc être classée en trois catégories : la morbidité mineure relative à un incident qui n'entraîne pas de séquelles permanentes ou de prolongation de l'hospitalisation, la morbidité moyenne qui cause un allongement de la période d'hospitalisation sans séquelle majeure et la morbidité majeure qui est responsable de séquelles importantes [17]. Il est intéressant de noter que même en médecine humaine, si la mortalité anesthésique a fait l'objet d'un grand nombre d'études, la morbidité spécifiquement liée à l'anesthésie n'a en revanche été que peu documentée.

En médecine vétérinaire, une revue de la littérature de ces quinze dernières années montre la pauvreté des études dans ces deux domaines, mortalité et morbidité anesthésiques, au sein des carnivores domestiques.

La synthèse de différentes études [34] montre que le taux de mortalité reste sensiblement plus élevé en médecine vétérinaire (de 0,1 à 0,43 % selon les études) comparativement à la médecine humaine (< 0.01 %) [39]. Ceci s'explique notamment par des différences de pratique : l'anesthésie vétérinaire n'est dans l'ensemble pas pratiquée par des spécialistes, les moyens de prévention de même que les règles de bonnes pratiques sont rarement respectées en pratique courante. En outre, le manque d'équipement de surveillance instrumentale s'avère évident.

Ces études permettent également d'approcher la morbidité per-anesthésique en reportant tant en nature qu'en fréquence les complications per-anesthésiques touchant la sphère respiratoire (apnée, obstruction des voies aériennes supérieures, hypo/hyperventilation, hypercapnie, hypoxémie, difficultés d'intubation ...), la sphère cardiovasculaire (hypotension, brady/tachycardie, arythmie, arrêt cardiaque ...) et autres (réveil long, agité ...).

I.3.3. Les risques et les complications anesthésiques inhérents à la réalisation d'un LBA

La réalisation d'un LBA nécessite le passage d'un tube flexible à l'origine d'une obstruction au moins partielle des voies aériennes susceptible d'entraîner une diminution des facultés respiratoires de l'animal. Or, le LBA est généralement indiqué chez des animaux présentant une fonction respiratoire initialement déficiente et altérée de façon variable. Des complications per-anesthésiques d'ordre cardio-respiratoire sont par conséquent attendues lors de la réalisation d'un tel examen (hypoxémie et ses conséquences : tachypnée, tachycardie, hypoxie tissulaire, cyanose des muqueuses, arrêt cardio-respiratoire).

Les données de la littérature indiquent que les incidents et les complications per-anesthésiques sont rares et la morbidité cardio-respiratoire est peu évoquée, à l'exception d'une hypoxie transitoire post-anesthésique immédiate facilement réversible avec une oxygénothérapie [7]. Les autres complications signalées sont de l'hyperthermie transitoire et des saignements liés au passage du tube (surtout lors de l'utilisation d'un fibroscope et lorsque la muqueuse est très inflammée) [40]. L'étude de **HAWKINS et collaborateurs** [30] décrit un taux de mortalité per-anesthésique lors de la réalisation de LBA de 2 %, sans pour autant préciser dans quelle proportion la mort est imputable à l'anesthésie ou au geste technique.

L'objectif de notre étude est d'évaluer la faisabilité d'un protocole anesthésique standardisé utilisant le propofol pour la réalisation de LBA. Cette faisabilité sera évaluée en terme de sécurité péri-anesthésique (nature et incidence des complication, mortalité) et de qualité technique des prélèvements.

DEUXIEME PARTIE : MATERIELS **ET METHODES**

Cette étude prospective repose sur le suivi des anesthésies des chiens et des chats reçus à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT) sur lesquels a été réalisé un LBA. Elle a pour objectif d'évaluer la faisabilité d'un protocole anesthésique standardisé en terme de sécurité per-anesthésique d'une part et de qualité technique des prélèvements obtenus d'autre part.

A l'exception des bactériologies, l'ensemble des examens (cliniques et para cliniques) a été réalisé au sein de l'ENVT et l'ensemble des informations collectées est consigné dans les documents de suivis individuels (Annexe 1)

II.1. Sélection des patients

Sont inclus dans l'étude les chiens et les chats sur lesquels doit être réalisé un LBA dans un but diagnostique et/ou thérapeutique. La période d'inclusion s'est étendue entre mai et novembre 2006. A condition que l'ensemble du dossier d'inclusion soit complet, aucun critère d'exclusion n'a été défini pour cette étude de faisabilité. Ainsi, tous les animaux pour lesquels un LBA a été décidé par un clinicien de médecine interne ont été inclus à l'étude.

II.2. Conditions de réalisation de l'étude

A l'inclusion (10 jours au maximum avant la réalisation du LBA), des examens complémentaires sont réalisés :

- Des radiographies numériques de la cavité thoracique (face et profil). La lecture des radiographies est réalisée a posteriori par le même opérateur à la recherche des anomalies suivantes : images bronchiques, péribronchoniques, bronchogrammes, images de densification (alvéolaire, interstitielle), collapsus trachéal, anomalie de la silhouette cardiaque ;
- Une densité urinaire mesurée au réfractomètre et une évaluation de la protéinurie à la réaction de Heller (réaction positive ou négative). Dans l'étude, une densité urinaire normale chez le chien est comprise entre 1,015 et 1,045 et chez le chat entre 1,030 et 1,060 ;
- Une numération sanguine (automate Vet ABC[®]) avec examen du frottis et formule leucocytaire manuelle ;

- Des examens biochimiques (analyseur Vitros 250[®]) comprenant une créatininémie (v.u. chiens* 44-133 $\mu\text{mol/L}$, v.u. chats* 80-229 $\mu\text{mol/L}$) et une protéinémie (v.u. chiens* 48-66 g/L, v.u. chats* 55-71 g/L).

Le jour de la réalisation du LBA, les animaux sont pesés et hospitalisés. Ils sont à jeun depuis la veille au soir.

* Les valeurs usuelles (v.u.) considérées sont celles recommandées par le fabricant de la machine et couramment employées à l'ENVT.

II.3. Procédure de réalisation du LBA

La procédure de réalisation du LBA a été standardisée et le geste, effectué par un vétérinaire expérimenté à cette technique de réalisation. 4 opérateurs différents ont participé à cette étude.

II.3.1. Matériel nécessaire

Il comprend :

- un tube souple (sonde de gavage de 8 à 12 french de diamètre et de 50 à 125 cm de long) ;
- un laryngoscope ;
- un pas-d'âne ;
- des gants stériles ;
- 5 seringues contenant chacune 10 mL de NaCl 0,9 % (ou 5 mL pour les chiens dont le poids est inférieur à 10 kg et les chats) et 5 mL d'air ;
- des tubes secs (cytologie) et EDTA (bactériologie) pour le conditionnement du liquide recueilli ;

II.3.2. Chronologie de réalisation

La procédure décrite ci-après n'autorise que le drainage de territoires pulmonaires aléatoires (méthode en aveugle).

Une fois anesthésié, l'animal est placé en décubitus sternal la tête semi tendue, gueule maintenue ouverte par le pas-d'âne, dans un angle qui permet de visualiser au mieux les cartilages aryénoïdes. A l'aide du laryngoscope, un aide repousse et maintient l'épiglotte vers le bas. L'opérateur revêt alors des gants stériles et introduit délicatement le tube souple dans le larynx puis dans la trachée. L'animal est ensuite placé en décubitus latéral, idéalement du côté qui apparaît le plus touché sur les radiographies pulmonaires. Lorsque le tube arrive en butée (localisation aléatoire), le contenu de la première seringue est vidé (l'air contenu dans la seringue permet d'injecter la totalité du NaCl isotonique, par un effet de vidange du tube) puis aspiré doucement 10 secondes plus tard (Figure 1). L'aspiration peut se faire en plusieurs fois en démontant la seringue de la sonde pour en chasser l'air. Cette aspiration est répétable jusqu'à 5 fois. Le changement de décubitus s'effectue par rotation sternale. L'opération est alors répétée, animal en décubitus controlatéral. En fin d'examen, l'animal est replacé en décubitus sternal pour le réveil, tête légèrement surélevée. Au cours de la réalisation de cet examen complémentaire, 5 LBA au maximum peuvent être réalisés.

Le liquide prélevé est immédiatement conditionné dans des tubes secs et EDTA.

Les difficultés éventuelles du sondage, les références de la sonde utilisée (diamètre et longueur) dont le choix est laissé à l'opérateur, les volumes totaux de NaCl 0,9 % injectés et ré-aspirés sont relevés à chaque fois.

II.4. Déroulement de l'anesthésie

La gestion de l'anesthésie de l'ensemble des animaux inclus à l'étude a été réalisée par un seul et même vétérinaire spécialisé en anesthésie-réanimation.

II.4.1. Pose d'une voie veineuse

Un cathéter (SurfloND) est introduit dans la veine céphalique (gauche ou droite). Une perfusion per-anesthésique de chlorure de sodium isotonique (NaCl 0,9 %) est immédiatement instaurée avec un débit de 10 mL/kg/h pour les chiens et 5 mL/kg/h pour les chats.

II.4.2. Induction (T₀)

Du propofol (RapinovelND) est injecté par voie IV lente (de 30 à 120 secondes) en titration à la dose de 4-8 mg/kg. La narcose est cliniquement jugée satisfaisante par l'anesthésiste lorsque le réflexe palpébral disparaît ou n'est que légèrement présent et qu'une relaxation de la mâchoire est obtenue. Pour les chiens de moins de 10 kg et les chats, le propofol est dilué au tiers avec du NaCl 0,9 %.

L'heure d'induction (T₀) est relevée ainsi que la dose de propofol administrée (mg/kg). Toute injection de propofol entre T₀ et T_{+2min} est considérée comme comprise dans la dose d'induction.

II.4.3. Maintenance

Des bolus de propofol (RapinovelND) sont administrés à la demande à la dose de 0,5-2 mg/kg IV lorsque le réflexe palpébral réapparaît ou devient important. Ce paramètre est jugé qualitativement par l'anesthésiste.

Sont consignés le nombre, la dose et le moment de l'administration des différents bolus sur les documents de suivi (Annexe 1).

II.4.4. Réveil

L'animal est considéré comme réveillé lorsqu'il se présente en décubitus sternal « volontaire » (DSV). Le DSV est différencié du décubitus sternal dans lequel l'animal est placé à la fin de l'examen par le niveau de vigilance et la motricité volontaire (réaction aux *stimuli* visuels et sonores).

Lors d'un réveil agité et/ou difficile, l'anesthésiste est le seul à pouvoir décider :

- d'administrer de l'acépromazine (Vetranquil ND) à 0,05 mg/kg et/ou de la morphine à 0,05 mg/kg par voie intraveineuse.
- d'intuber et d'oxygéner l'animal.

II.5. Paramètres étudiés

II.5.1. Paramètres pré-anesthésiques

Un examen clinique pré-anesthésique complet et rigoureux est réalisé :

- Température rectale : normothermie (38°C-39,5°C), hypothermie (<38°C), hyperthermie (>39,5°C) ;
- Evaluation de l'état d'hydratation (pourcentage de déshydratation) estimée par la persistance du pli de peau scapulaire et par la sècheresse des muqueuses ;
- Appareil cardiovasculaire : temps de remplissage capillaire (TRC), auscultation cardiaque (fréquence cardiaque (FC), présence de bruits surajoutés, de souffles, d'arythmies), concordance du choc précordial et du pouls fémoral, caractéristiques du pouls fémoral ;
- Appareil respiratoire : couleur des muqueuses (rosées, cyanosées, congestionnées), présence de ronflements, de dyspnée, de toux, auscultation respiratoire (fréquence respiratoire (FR), présence de bruits surajoutés) ;
- Palpation des nœuds lymphatiques : recherche d'une éventuelle adénomégalie ;
- Palpation abdominale.

Une attention particulière est apportée à la recherche de signes cliniques en faveur de troubles majeurs de l'hémostase (saignements, pétéchies). A l'issue de l'examen clinique sus évoqué et des examens pré-anesthésiques préalablement effectués, le stade ASA est déterminé. Le motif de réalisation du LBA est également consigné.

II.5.2. Paramètres per-anesthésiques

Au cours de l'anesthésie, les paramètres suivants ont été suivis en continu et relevés toutes les 1 à 2 minutes :

- La fréquence et le rythme (ECG) cardiaques ;
- La qualité du pouls fémoral ;
- La fréquence, le rythme et l'amplitude respiratoires ;
- Le temps de remplissage capillaire, la couleur des muqueuses ;
- la présence ou l'absence du réflexe palpébral ;
- la présence de toux ou d'efforts d'expectoration.

Dans notre étude, ont été considérés comme des complications anesthésiques :

- sphère cardiovasculaire : tachycardie, bradycardie et arythmie. Pour les chiens, une tachycardie est définie comme une augmentation de la FC supérieure à 160 battements par minute et une bradycardie, une diminution de la FC inférieure à 60 battements par minute [58] (pour les chats, respectivement 240 et 160 [23]) ;
- sphère respiratoire : cyanose (coloration bleue voire violacée des muqueuses), tachypnée, bradypnée ou apnée. Pour les chiens, une tachypnée est définie comme une augmentation de la FR supérieure à 50 mouvements par minute et une bradypnée, une diminution de la FR inférieure à 15 mouvements par minute [35] (pour les chats, respectivement 60 et 20 [1]). Dans notre étude, sont considérés comme tachypnéiques les animaux dont au moins 3 mesures de FR au cours de l'anesthésie sont supérieures à la limite haute de l'espèce considérée ;
- mydriase ;
- décès.

II.5.3. Paramètres post-anesthésiques

Les heures d'injection de la dernière dose de propofol administrée (DDP), de DSV et de quadrupédie (Q) sont relevées.

Les caractéristiques du réveil évaluées cliniquement sont consignées :

- la qualité du réveil : agité ou calme ;
- la durée du réveil : le réveil est considéré long si le délai entre DDP et DSV est supérieur ou égal à 10 minutes ;
- les complications post-anesthésiques immédiates et retardées (dans les 48 heures) : nécessité d'oxygénation, d'intubation, présence de toux et/ou d'efforts pour expectorer, de reverse sneezing, hypothermie...

Deux examens cliniques à DSV + 30 min et DSV + 60 min sont réalisés.

II.6. Analyses du liquide recueilli lors du LBA

II.6.1. Conditionnement des prélèvements (spécimens)

Les prélèvements sont placés dans des tubes secs pour la bactériologie et dans des tubes contenant de l'EDTA pour la cytologie. Tous les tubes sont soigneusement identifiés. Les prélèvements sur tubes EDTA sont analysés dans les deux heures suivant l'examen.

II.6.2. Etude cytologique des LBA

II.6.2.1. Préparation des lames

L'aspect macroscopique des prélèvements détermine la préparation des lames.

Cas d'un prélèvement homogène (prélèvement présentant seulement une phase aqueuse)

Une à deux lames par tube EDTA sont réalisées. Si tous les spécimens prélevés présentent le même aspect, le cytologiste se réserve la possibilité de réduire le nombre de lames à préparer. Il est nécessaire d'effectuer une cytocentrifugation pour augmenter la cellularité, sauf si le spécimen présente un aspect muqueux ; dans ce cas, une goutte de l'échantillon est placée sur une lame puis étalée par écrasement et étirement.

Cas d'un prélèvement hétérogène (prélèvement présentant une phase aqueuse et un surnageant muqueux).

Dans ce cas, les deux phases sont traitées indépendamment. Le surnageant visqueux est prélevé à l'aide d'une pipette afin d'être étalé (Cf. *supra*). La phase inférieure, liquide, est quant à elle cytocentrifugée.

II.6.2.2. Coloration des lames

Une fois les étalements secs, les lames sont colorées au May-Grünwald Giemsa par l'automate Aerospray[®] (programme MG Giemsa).

II.6.2.3. Montage des lames

Celui-ci ne peut s'effectuer que lorsque les lames sont parfaitement sèches. Le montage permet de protéger les lames et de les stocker.

II.6.2.4. Lecture des lames

La lecture se fait d'abord à faible grossissement (x 100 ou x 200). L'opérateur apprécie alors la qualité du prélèvement et de l'étalement. Il évalue notamment l'importance de la contamination oro-pharyngée et recherche la présence de parasites de grande taille.

La lecture se poursuit à un grossissement moyen (x 400) et permet une analyse rapide du fond du frottis.

Enfin, une lecture au fort grossissement (x 1000) permet à l'opérateur de réaliser une formule leucocytaire et une analyse des différents types et morphologies cellulaires présents sur la lame.

La conclusion de la lecture est archivée pour l'étude.

II.6.2.5. Evaluation de qualité technique du LBA

Lors de l'évaluation de la qualité technique du LBA, nous nous sommes intéressés aux critères suivants (La grille d'évaluation de la qualité technique du LBA figure en Annexe 1.) :

- l'aspect macroscopique : l'opérateur s'intéresse en particulier la turbidité et l'homogénéité des prélèvements ;
- la cellularité : notée de 0 (absence de cellule) à 5 (prélèvement très riche en cellules) ;
- la présence de cellules pharyngées, synonyme de contamination oro-pharyngée : notée de 0 (absence de contamination) à 5 (contamination massive) ;
- la présence d'hématies : notée de 0 (absence) à 5 (prélèvement très hémorragique, qui peut éventuellement signer une contamination iatrogène) ;
- la présence de cellules ciliées ou à mucus, pouvant signaler une localisation erratique du lavage : notée de 0 (absence de contamination) à 5 (localisation du lavage non broncho-alvéolaire) ;
- la facilité de lecture : évaluée de 0 à 5.

La cellularité et la faisabilité de la formule leucocytaire (en particulier la détermination de la population cellulaire majoritaire) sont considérées comme des critères d'évaluation qualitative pertinents de l'examen.

Dans cette étude, la qualité des lames s'exprime de la façon suivante :

- Lames de mauvaise qualité technique : examens cytologiques non conclusifs, soit parce que la cellularité est trop faible, soit parce que la contamination est trop importante ;
- Lames de qualité technique moyenne : examens cytologiques conclusifs mais dont la lisibilité est faible et/ou la réalisation de la formule leucocytaire est difficile ;
- Lames de bonne qualité technique : examens cytologiques diagnostiques facilement lisibles, accompagnés d'une contamination quelconque (oro-pharyngée, sang, excès de cellules à mucus ou de cellules ciliées) ;
- Lames d'excellente qualité technique : examens cytologiques diagnostiques très facilement lisibles et peu ou pas contaminées.

II.6.3. Etude bactériologique des LBA

L'ensemble des analyses bactériologiques a été réalisé par un laboratoire d'analyses indépendant (Laboratoire Pasteur, Toulouse 31). Les prélèvements sont apportés dans les 2 heures qui suivent la réalisation du LBA et sont traités par le laboratoire dès réception des échantillons. Les résultats (typage du germe et antibiogramme) sont communiqués à l'ENVT par courrier sous 4 jours et archivés pour l'étude.

TROISIEME PARTIE : RESULTATS

Quatorze animaux ont été inclus dans cette étude. Ils sont numérotés par ordre chronologique d'inclusion.

III.1. Description de la population et du contexte clinique

III.1.1. Caractéristiques de la population à l'inclusion (Annexe 2)

III.1.1.1. Répartition des espèces et des races dans la population

La population comprend 12 chiens de races différentes et 2 chats européens (Figure 4).

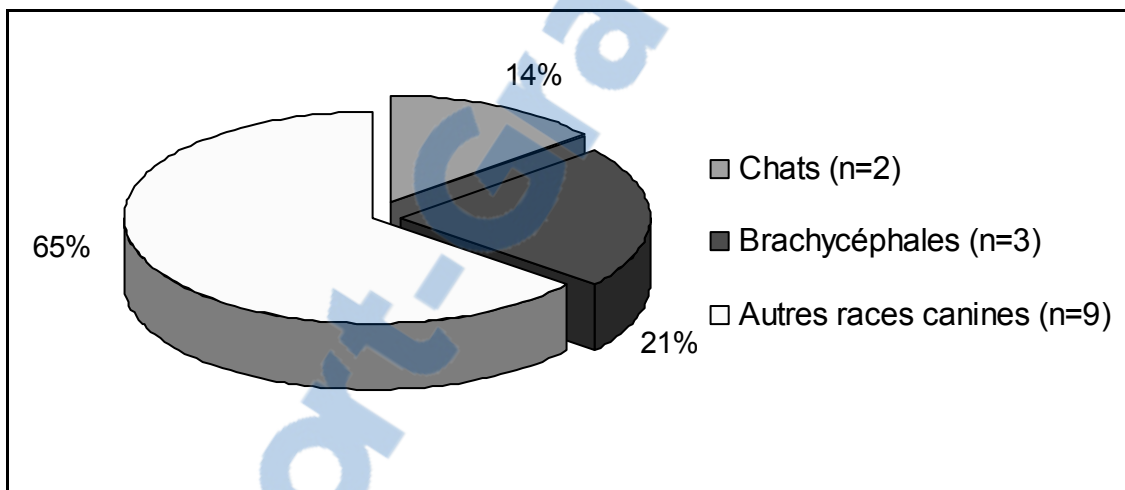


Figure 4 : Répartition des espèces et des races dans la population.

III.1.1.2. Répartition des âges, poids et sexe dans la population (Annexe 3)

La population canine (n=12) comprend 67 % de mâles. L'âge est de 5,9 [0,5-14] ans et le poids de 23,2 [2,4-67] kg. Les résultats sont exprimés en moyenne, les valeurs minimales et maximales sont indiquées entre crochets (n=12).

La population féline (n=2) comprend deux mâles de 9 et 3 ans pesant respectivement 6 et 4,2 kg.

III.1.1.3. Motif de réalisation du LBA

La toux est un motif de consultation évoqué dans 79 % des cas (n=11). L'ensemble des motifs est présenté dans le tableau 4.

Motif	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Toux</i>	79	11
<i>Dyspnée</i>	29	4
<i>Fatigabilité à l'effort</i>	7	1
<i>Épisodes fébriles</i>	7	1
<i>Jetage</i>	7	1
<i>Autre</i>	7	1
<i>Suivi d'affection respiratoire ou cas référé</i>	86	12

Tableau 4 : Motifs de réalisation du LBA

III.1.1.4. Données cliniques de la population à l'inclusion (Annexe 3)

a) La sphère respiratoire

La toux est objectivée à l'examen clinique dans 50 % des cas (n=7). La polypnée est elle aussi souvent observée (43 %, n=6). Des bruits respiratoires, un cornage et une dyspnée inspiratoire sont présents chacun dans 29 % des cas (n=4) (Tableau 5).

Signes cliniques respiratoires objectivés à l'examen clinique	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Toux</i>	50	7
<i>Polypnée</i>	43	6
<i>Bruits respiratoires</i>	29	4
<i>Cornage</i>	29	4
<i>Dyspnée inspiratoire</i>	29	4
<i>Dyspnée expiratoire</i>	14	2
<i>Tendance à la cyanose</i>	14	2
<i>Eternuements</i>	7	1
<i>Jetage</i>	7	1
<i>Râles</i>	7	1
<i>Ronflement</i>	7	1

Tableau 5 : Anomalies de la sphère respiratoire à l'inclusion de la population.

43 % des patients (n=6) présentent au moins 3 signes cliniques respiratoires distincts.

b) La sphère cardiovasculaire

Un animal seulement présente une anomalie à l'auscultation cardiaque (souffle systolique de grade II sans répercussion clinique identifiée).

c) La température

Un animal présente une hyperthermie (39,8°C, cas n° 12).

d) Autres

Deux animaux sont abattus (14 %), deux ont des troubles de la déglutition (14 %) et deux ont des troubles digestifs de type diarrhéique (14 %).

III.1.1.5. Données para cliniques de la population à l'inclusion (Annexe 4)

a) Analyses urinaires et sanguines

Un animal seulement (cas n° 5) présente une anomalie à l'analyse d'urine. 57 % des animaux présentent des anomalies hématologiques (n=8). La moitié d'entre eux présente en plus une hyperprotéinémie (Tableau 6).

	Pourcentage	Effectif (n=14)
Anomalie urinaire	7	1
<i>Densité anormalement basse</i>	7	1
<i>Protéinurie (Heller)</i>	7	1
Anomalie biochimique	29	4
<i>Hyperprotéinémie</i>	29	4
<i>Hypercréatinémie</i>	7	1
Anomalie hématologique	57	8
<i>Leucocytose</i>	21	3
<i>Neutrophilie</i>	14	2
<i>GNN toxiques</i>	21	3
<i>Eosinophilie</i>	7	1
<i>Basophilie</i>	7	1
<i>Lymphopénie</i>	7	1
<i>Monocytes réactionnels</i>	7	1
<i>Thrombocytose</i>	7	1

Tableau 6 : Anomalies para cliniques à l'inclusion de la population.

Les anomalies relevées sont définies en fonction des valeurs usuelles utilisées décrites en II.2.

b) Radiographies thoraciques

Des images de type bronchique ont été relevées dans 93 % des cas (n=13). Elles sont souvent associées à des images de densification de type alvéolaire et à des images péri-bronchiques. Des images compatibles avec une lésion de l'interstitium pulmonaire n'ont été observées qu'une seule fois (Tableau 7).

Images anormales	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Images bronchiques</i>	93	13
<i>Comblement alvéolaire</i>	79	11
<i>Images péri-bronchiques</i>	43	6
<i>Bronchogrammes</i>	29	4
<i>Comblement interstitiel</i>	7	1
<i>Collapsus trachéal</i>	7	1
<i>Cardiomégalie</i>	7	1

Tableau 7 : Anomalies radiologiques à l'inclusion de la population.

57 % des patients (n=8) présentent conjointement au moins 3 types d'anomalie radiographique.

III.1.2. Classification ASA

Les examens cliniques et para cliniques réalisés ont permis de déterminer le stade ASA de chaque animal (Annexe 5) :

- 57 % des animaux ont été classé ASA III (n=8).
- 43 % des animaux ont été classé ASA II (n=6).

III.2. Anesthésie générale et propofol

Certains paramètres ont été volontairement exclus de l'étude :

- Pour le cas n° 3, la réalisation du LBA s'est poursuivie par une endoscopie digestive : les paramètres faisant intervenir l'heure du réveil ont été exclus ;
- Pour le cas n° 13, la paralysie de l'arrière train qu'il présentait laissait présupposer un retard au DSV et une impossibilité de quadrupédie : les paramètres faisant intervenir l'heure du réveil ont été exclus.

III.2.1. Les différentes phases de l'anesthésie générale (Annexe 6)

L'animal est dans tous les cas suffisamment anesthésié (selon les critères évoqués II.4.2, réflexe palpébral perdu ou légèrement présent et relaxation de la mâchoire) dans la minute suivant la fin de l'induction. La durée moyenne de l'AG (définie comme le temps séparant le début de l'induction à T_0 et le réveil -obtention du DSV- exprimé en minutes) est de $11,8 \pm 2,6$ min (n=12). La durée moyenne d'obtention de quadrupédie est de $18 \pm 4,1$ min (n=12). Le dernier bolus de propofol a été injecté en moyenne $6,4 \pm 2,1$ min après l'induction (n=14). Le délai séparant la dernière dose de propofol administrée du DSV est en moyenne de $5,7 \pm 2,5$ min (n=12).

Les résultats sont exprimés en moyenne $\pm$ écart-type (Tableau 8).

Délais (min)	Moyenne	Ecart type	Effectif
DDP	6,4	2,1	14
DSV	11,8	2,6	12
Q	18	4,1	12
DDP-DSV	5,7	2,5	12
DSV-Q	6,3	3	12

Tableau 8 : Durées des différentes phases de l'anesthésie.

DDP = Dernière dose de propofol injectée

DSV = Décubitus sternal volontaire

Q = Quadrupédie

DDP-DSV = Délai séparant la dernière dose de propofol injectée du décubitus sternal volontaire

DSV-Q = Délai séparant le décubitus sternal volontaire de la quadrupédie

III.2.2. Doses de propofol utilisées (Annexe 7)

III.2.2.1. A l'induction (de T_0 à T_{+2min})

$6,5 \pm 1,4$ mg/kg de propofol ont été nécessaires à l'induction des chiens (n=12).

Pour les chats (n=2), il a fallu respectivement 4,2 mg/kg (cas n°6) et 4,8 mg/kg (cas n°13).

III.2.2.2. Pour la maintenance (en bolus) (de T_{+2min} à DDP)

Le bolus moyen de propofol administré aux chiens est de 0,7 mg/kg (n=12). Les bolus effectués s'échelonnent de 0,3 à 2,1 mg/kg. Durant la période considérée (T_{+2min} à DDP), chaque chien a reçu en moyenne $1,8 \pm 0,9$ mg/kg de propofol en $2,4 \pm 1,0$ bolus (n=11).

Les chats ont reçu respectivement 1,7 mg/kg en 2 bolus (cas n° 6) et 10,1 mg/kg en 5 bolus (cas n° 13).

III.2.2.3 Doses cumulées de propofol (de T₀ à DDP)

Pour les chiens, $8,2 \pm 1,8$ mg/kg de propofol ont été nécessaires à l'induction et à la maintenance de l'AG d'une durée moyenne de $12,1 \pm 2,4$ minutes (n=11).

Pour les chats, il a fallu respectivement 5,8 mg/kg de propofol pour une AG de 8 minutes (cas n° 6) et 14,9 mg/kg de propofol pour une AG de 40 minutes (cas n° 13).

III.2.3. Qualité et cinétique du réveil

La totalité des réveils observés s'est déroulée calmement. Aucune médication post-anesthésique immédiate n'a été pratiquée.

2 animaux (cas n° 11 et 13) ont présenté un réveil long : le délai DDP-DSV était supérieur ou égal à 10 min (15 %).

III.3. Suivi clinique de l'anesthésie générale (Annexe 8)

III.3.1. Au cours de la maintenance

III.3.1.1. Sphère cardiovasculaire

Aucun animal n'a présenté de tachycardie ou de bradycardie selon les critères évoqués en II.5.2 ; aucun trouble du rythme n'a été mis en évidence. Le temps de remplissage capillaire est resté compris entre 1 et 2 secondes.

III.3.1.2. Sphère respiratoire

Seuls 2 animaux (cas n° 8 et n° 9, 14 %) ont présenté de la tachypnée : au moins 3 mesures supérieures aux normes définies en II.5.2. ont été relevées (Tableau 9).

	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Tachypnée per-anesthésique</i>	14	2

Tableau 9 : Suivi per-anesthésique de la fonction respiratoire.

III.3.1.3. Réflexes laryngé, palpébral et de toux (ou d'effort d'expectoration)

21 % (n=3) des animaux possédaient encore un réflexe laryngé au moment du passage du tube flexible (Tableau 10).

57 % des animaux (n=8) ne présentaient plus de réflexe palpébral au moment du passage de la sonde. Tous les animaux ont subi au moins un lavage au cours duquel le réflexe palpébral était présent (Tableau 10). Cependant seulement 79 % (n=30) des 38 lavages effectués au total sur les 14 animaux ont été réalisés avec conservation du réflexe palpébral.

86 % des animaux (n=12) ont présenté des efforts d'expectoration pendant la réalisation d'au moins un lavage (Tableau 10). Mais seulement 68 % (n=26) des 38 lavages effectués ont entraîné des efforts d'expectoration.

	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Absence de réflexe palpébral au passage du tube flexible dans le larynx</i>	57	8
<i>Absence de réflexe laryngé au passage du tube flexible dans le larynx</i>	79	11
<i>Présence du réflexe palpébral pendant la réalisation de au moins un lavage</i>	100	14
<i>Présence d'efforts d'expectoration pendant la réalisation de au moins un lavage</i>	86	12

Tableau 10 : Suivi des réflexes palpébral, laryngé et de toux au cours de l'anesthésie générale.

III.3.2. Au cours du réveil

Les examens cliniques réalisés 30 et 60 minutes après l'obtention du DSV n'ont révélé aucune anomalie.

III.4. Incidents per-anesthésiques

III.4.1. A l'induction

Aucun incident n'est survenu à l'induction.

III.4.2. Durant la maintenance

36 % des animaux (n=5) ont présenté une cyanose per-anesthésique détectée cliniquement. La cyanose observée pour le cas n° 13 était plus marquée ; ce dernier a également présenté une mydriase transitoire (Tableau 11). La cyanose a toujours disparu dans les 3 minutes suivant son diagnostic.

	Pourcentage	Effectif (n=14)
<i>Cyanose des muqueuses per-anesthésique</i>	36	5
<i>Mydriase per-anesthésique</i>	7	1

Tableau 11 : Nature et incidence des complications per-anesthésiques durant la maintenance

III.4.3. Au réveil

III.4.3.1. Immédiats (Annexe 9)

La toux au réveil avec des efforts d'expectoration était présente dans 62 % des cas (n=8). 69 % des animaux (n=9) ont nécessité une oxygénation au réveil, avec ou sans intubation (Tableau 12).

Motif	Pourcentage	Effectif (n=13)
<i>Toux au réveil</i>	62	8
<i>Oxygénation avec intubation</i>	38	5
<i>Oxygénation sans intubation</i>	31	4
<i>Reverse sneezing</i>	8	1

Tableau 12 : Incidents rencontrés au réveil.

III.4.3.2. Retardés

Un animal (cas n° 11) est décédé 48 heures après la réalisation de son LBA.

III.5. Résultats concernant le LBA

III.5.1. Réalisation du sondage

Le choix des tubes flexibles appartenait à l'opérateur. Pour les petits chiens (< 10 kg) et les chats, les références majoritairement choisies (50 %, n=3) étaient une sonde de gavage de 50 cm de long pour un diamètre de 10 fr. Pour les autres chiens (> 10 kg), la sonde majoritairement choisie (50 %, n=4) était de 125 cm de long pour un diamètre de 12 fr (Figure 5).

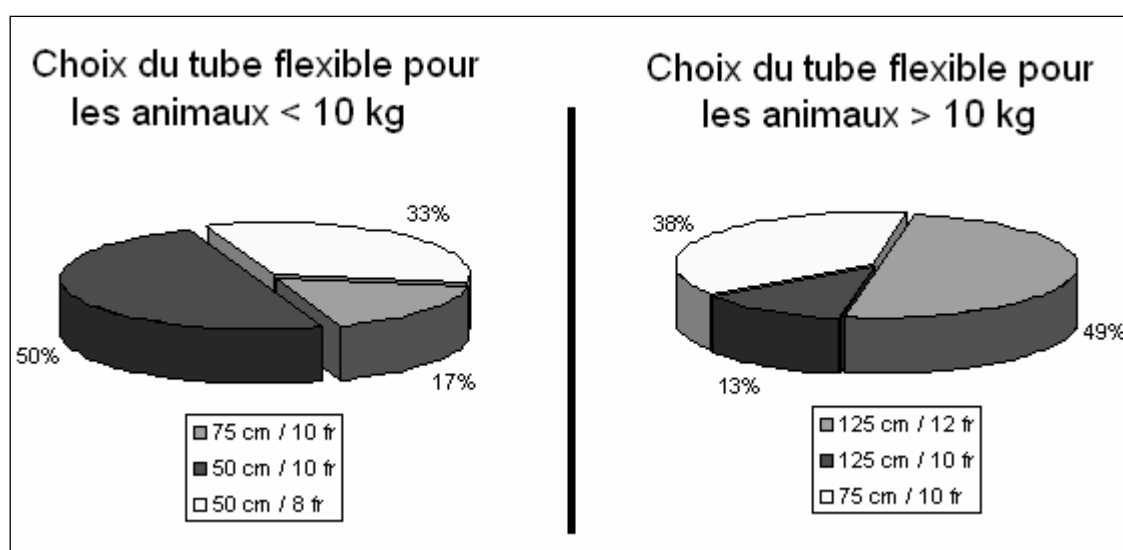


Figure 5 : choix du tube flexible par l'opérateur.

Le sondage a été jugé difficile par l'opérateur pour 2 patients (14 %, cas n° 11 et n° 13) : le passage du larynx s'est avéré délicat du fait de l'étroitesse des voies aériennes.

III.5.2. Réalisation du lavage (Annexe 10)

38 LBA ont été effectués sur l'ensemble de l'étude : $2,7 \pm 0,9$ LBA ont été réalisés par patient. $1,6 \pm 0,6$ mL/kg de NaCl ont été injectés au total, et $0,6 \pm 0,4$ mL/kg ont été récupérés. Le rendement (pourcentage de la quantité de liquide aspiré sur la quantité de liquide injectée) est par conséquent de 39 % [15 % - 58,3 %].

III.5.3. Résultats des analyses effectuées sur le liquide recueilli (Annexe 11)

III.5.3.1. Résultats des analyses cytologiques

La cytologie a été conclusive dans 86 % des cas (n=12). La répartition des LBA en terme de qualité technique est représentée dans la figure 6.

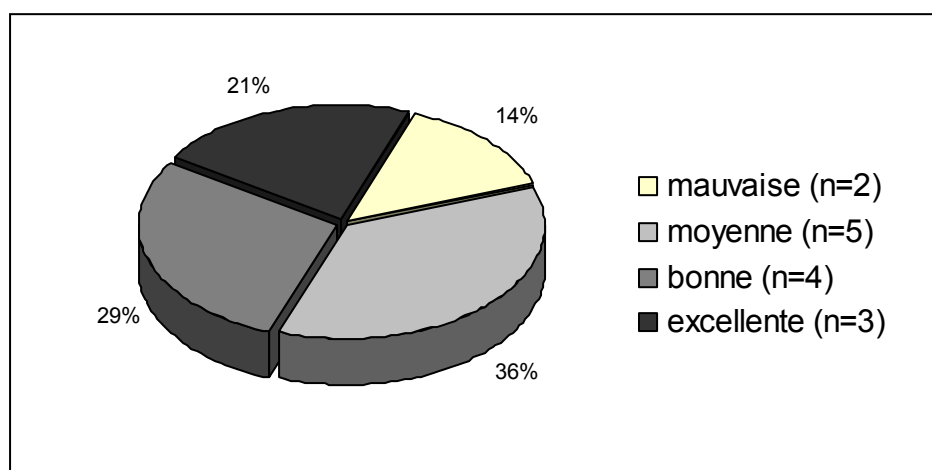


Figure 6 : Répartition des LBA en fonction de leur qualité technique.

La cellularité était de $4,1 \pm 1,3$ et la facilité de lecture de $3,4 \pm 1,7$ (Tableau 13).

Paramètre (évalué de 0 à 5)	Moyenne	Ecart-type
Cellularité	4,1	1,3
Contamination oro-pharyngée	1,1	1,7
Contamination sanguine	0,6	0,7
Présence de cellules ciliées	2,4	1,6
Présence de cellules à mucus	2,9	1,3
Facilité de lecture	3,4	1,7

Tableau 13 : Evaluation de la qualité technique des prélèvements LBA (n=14).

La cytologie, quand elle était conclusive, a orienté le diagnostic en faveur d'un processus infectieux dans 42 % (n=5) des cas.

III.5.3.2. Résultats des analyses bactériologiques

Une bactériologie positive a été observée dans 93 % des cas (n=13), dont :

- 38 % de mise en évidence de bactéries multirésistantes (n=5) ;
- 15 % de mise en évidence de deux variétés bactériennes conjointement (n=2).

QUATRIEME PARTIE :
DISCUSSION

L'objectif de cette étude était d'évaluer la faisabilité d'un protocole anesthésique standardisé en terme de sécurité per-anesthésique d'une part et d'obtention de prélèvements de bonne qualité technique d'autre part. A notre connaissance, il s'agit de la première étude qui s'intéresse spécifiquement à l'anesthésie lors de la réalisation d'un LBA. C'est pourquoi cette étude se limite à évaluer la faisabilité et la pertinence d'un protocole anesthésique (propofol) et ne cherche pas à le comparer à un autre. La morbidité per-anesthésique s'est avérée faible (5 animaux) et la mortalité nulle. 86 % des LBA ont présenté une qualité technique satisfaisante (n=14), c'est-à-dire permettant une analyse cytologique conclusive.

Considérées dans leur globalité, c'est-à-dire toute nature et tout temps de l'anesthésie confondus (induction, maintenance, réveil), les complications per-anesthésiques ont dans cette étude une incidence faible (5 animaux ont présenté de la cyanose facilement réversible) et la mortalité est nulle. Ce premier résultat semble en accord avec les données de la littérature vétérinaire [7]. Bien qu'aucune étude n'ait été réalisée avec cet objectif premier, il apparaît que peu de complications anesthésiques ne soient rapportées au cours d'un LBA pour peu que les règles de bonnes pratiques anesthésiques soient respectées : pose et sécurisation d'une voie veineuse permanente, perfusion d'un soluté cristalloïde, perméabilité des voies aériennes supérieures rapidement sécurisée en cas de besoin (sondes endotrachéales et laryngoscope préparés et prêts à être utilisés), possibilité de ventilation et d'oxygénation, gestion de l'anesthésie générale par un spécialiste. Il reste à souligner que notre étude ne présage donc pas de l'incidence des complications et du risque anesthésiques encourus par un animal lors d'un LBA réalisé sans le respect de ces bonnes pratiques.

Cependant, ce travail n'a volontairement pris en compte que des complications essentiellement d'ordre clinique (c'est-à-dire facilement mesurables et dont l'évaluation reste non invasive), notamment centrées sur la sphère respiratoire. Il aurait par exemple été intéressant de mesurer et de suivre la saturation de l'hémoglobine en oxygène par une technique simple, non invasive et continue telle que l'oxymétrie de pouls (capteur posé sur la langue de l'animal). Mais les contraintes techniques imposées par la réalisation du LBA n'ont pas rendu possibles ces mesures. L'encombrement matériel au niveau de la gueule de l'animal (matériel nécessaire à la réalisation du LBA) limite considérablement l'accès à la langue et l'encombrement du capteur gêne l'opérateur d'autant plus que l'animal est de petite taille. De plus, le capteur posé sur la langue n'est pas adapté à cette utilisation et glisse facilement. Un capteur d'oreille (non disponible) aurait sans doute été plus adapté.

En conséquence, il convient de nuancer les résultats obtenus sur l'incidence des complications per- ou post-anesthésiques immédiates (au moment du réveil) touchant la sphère respiratoire : 36 % (n=5) des animaux ont présenté de la cyanose, manifestation clinique donc tardive d'une hypoxémie (apparition de la cyanose pour une saturation de l'hémoglobine en oxygène inférieure à 80 %) [25]. Il est probable que notre étude sous-estime donc l'incidence réelle de l'hypoxie et de l'hypoxémie. Une évaluation plus précise de ces incidents devrait être envisagée pour des études ultérieures. Cependant, l'incidence élevée de ces états cyanotiques peut être « plus imputable » à la méthode opératoire et/ou à l'état clinique pré-anesthésique de l'animal qu'au protocole et à la gestion anesthésiques. En effet, la réalisation d'un LBA nécessite le passage d'un tube flexible qui affecte directement, au moins en partie, la perméabilité des voies aériennes supérieures. En outre, le LBA est un examen complémentaire indiqué chez des animaux présentant une fonction respiratoire déficiente. Le propofol est certes un agent dépresseur respiratoire dose dépendant [45] favorisant une hypoventilation, mais la faible profondeur de l'anesthésie recherchée dans notre étude en limite l'incidence et l'intensité. Aussi, l'influence directe du protocole anesthésique quant à la survenue des cyanoses cliniques observées peut être considérée comme faible. L'analyse individuelle des cas de cyanose justifie également la faible participation du protocole anesthésique et souligne en revanche la responsabilité du *modus operandi* d'un LBA et/ou de l'état pré-anesthésique respiratoire de l'animal. En effet, parmi les 5 animaux ayant présenté une hypoxémie identifiée par un état de cyanose, il y avait deux chats dont les voies aériennes supérieures étroites ont été presque totalement obstruées par le tube flexible utilisé, bien que son diamètre ait été ajusté au mieux par l'opérateur (8 fr.). La technique de LBA pourrait donc être ultérieurement améliorée, en particulier pour les animaux de petit gabarit (chat et chien <10 kg) grâce à l'utilisation de sondes plus rigides et de diamètre plus petit. La cyanose observée chez les trois autres animaux de l'étude peut être facilement reliée à une fonction respiratoire pré-anesthésique altérée : deux d'entre eux présentaient une cyanose cliniquement perceptible indépendamment de toute manipulation et le dernier était un brachycéphale présentant une dyspnée inspiratoire majeure.

Après confrontation des principaux résultats de notre étude, le choix du propofol comme agent d'induction et de maintenance de la narcose pour la réalisation de LBA apparaît approprié. Il permet une induction rapide (dans la minute suivant la fin de l'injection) et un réveil précoce (le délai séparant la dernière dose de propofol injectée et le décubitus sternal volontaire est de $5,7 \pm 2,5$ min, n=12). A l'induction, la narcose est obtenue par une administration IV lente en titration (administration de la quantité suffisante pour l'effet

recherché, perte des réflexes palpébral et laryngé dans notre étude). Cela permet un ajustement précis des doses et donc la réduction des effets indésirables dose-dépendants (hypotension, bradypnée voire apnée...). La pharmacologie particulière du propofol fait qu'il est en outre adapté à l'entretien de la narcose par voie IV en bolus ou en continu. Dans notre étude, la maintenance a été réalisée à l'aide de bolus itératifs (en moyenne chez les chiens $2,4 \pm 1,0$ bolus de 0,7 mg/kg de propofol) injectés lorsque l'anesthésiste le jugeait cliniquement nécessaire. Cependant, cette méthode d'administration multiplie les phases d'induction et de réveil, connues comme étant les phases anesthésiques les plus risquées [34]. La maintenance aurait ainsi pu être réalisée à l'aide d'une perfusion continue qui autorise une profondeur anesthésique constante ainsi qu'une réduction des risques liés à un surdosage et/ou à une administration trop rapide. Cependant, la durée attendue de cet examen complémentaire (10 minutes environ) limite la pertinence de l'administration par perfusion continue. En outre, l'administration par bolus permet un contrôle plus rapide (sans temps de latence) de l'intensité de la narcose.

Parallèlement, le protocole anesthésique utilisé pour la procédure de LBA doit permettre l'obtention d'échantillons suffisamment riches en cellules de l'arbre respiratoire et au minimum contaminés (cellules sanguines, cellules oro-pharyngées, bactéries n'appartenant pas à la sphère respiratoire, ...) afin de rendre interprétables les résultats cytologiques et bactériologiques.

Diverses études montrent que les résultats cytologiques varient avec le protocole opératoire [13,18,19]. Ainsi, dans notre étude, la technique de LBA a été standardisée afin de la rendre répétable. De plus, l'appréciation qualitative de la cytologie d'un LBA a toujours été validée par le même lecteur, spécialiste de la discipline. Les principaux critères d'évaluation qualitative de la cytologie des LBA retenus (énoncés et appréciés de 0 à 5 en II.6.2.5) ont permis de classer les prélèvements en 4 catégories : les prélèvements de qualité technique mauvaise, moyenne, bonne ou excellente. Seule la première catégorie ne présente pas une qualité technique suffisante pour que l'analyse soit conclusive. Dans notre étude, 86 % (n=12) des animaux ayant subi un LBA ont eu une analyse cytologique conclusive. Toutefois, la proportion de prélèvements d'excellente qualité technique n'est que de 21 % (n=3). Deux hypothèses peuvent être formulées. Premièrement, dans notre étude, le LBA est réalisé à l'aveugle, c'est-à-dire que le territoire pulmonaire drainé est aléatoire. Or, **HAWKINS et coll.** ont montré qu'il existait chez 43 % des chiens ayant subi des LBA une différence d'analyse cytologique en fonction des lobes étudiés [30]. De plus, bien que non identifiée en médecine vétérinaire, l'influence de l'affection causale (étiologie et modalités de développement de

l'affection) sur les résultats cytologiques doit être envisagée. Bien que ne constituant pas un objectif primaire de notre étude, il apparaît que le nombre de cas inclus est insuffisant pour établir cette potentielle relation entre nature et sévérité de l'affection causale et qualité des résultats cytologiques. Deuxièmement, la quantité de NaCl isotonique injectée dans les poumons est relativement faible ($1,6 \pm 0,6$ mL/kg) par rapport aux données de la littérature qui, selon les auteurs, recommandent de 1 à 6 mL/kg [4,7,30,44,59]. Cela s'accompagne dans notre étude d'un rendement (39 %) légèrement inférieur à ceux rencontrés dans ces mêmes publications (40 à 100 % selon les études). Cependant, si notre protocole opératoire présente l'avantage de limiter la quantité de liquide injectée dans les poumons, optimisant ainsi la sécurité (en supposant que l'altération de la fonction respiratoire est corrélée à la quantité de liquide injectée et/ou non réaspirée), l'influence de la quantité de NaCl injectée et/ou du rendement de l'examen sur la qualité des résultats cytologiques reste à établir.

Le protocole anesthésique pourrait potentiellement influencer la qualité des résultats de l'analyse cytologique, par la profondeur de la narcose. Par exemple, une profondeur insuffisante laissant persister un réflexe laryngé important lors du sondage peut majorer la contamination oropharyngée et rendre les analyses cytologiques et bactériologiques peu interprétables. Toutefois, dans notre étude, la présence de contamination oropharyngée semble dans 80 % des cas plus influencée par la conformation des voies aériennes supérieures (étroitesse ou présence d'un voile du palais long dans le cadre de syndrome brachycéphale) que par la profondeur de la narcose et donc par le protocole anesthésique utilisé. Dans le cas où une relation positive entre dilatation des bronches et augmentation de l'exfoliation cellulaire existerait, le protocole anesthésique pourrait aussi améliorer la richesse des prélèvements par l'adjonction d'un agent possédant des propriétés bronchodilatatrices nettes (bien supérieures à celles du propofol). Une étude ultérieure est d'ailleurs envisagée sur ce sujet.

L'étude montre également que 93 % (n=13) des analyses bactériologiques sont positives et révèlent des germes de la sphère respiratoire [22] alors que seulement 42 % (n=5) des analyses cytologiques sont en faveur d'un processus infectieux. Cette différence dans les résultats est également relevée dans l'étude de **THAYER** et **ROBINSON** [60], qui montre que sur 42 chiens ayant une pneumonie d'origine bactérienne, seulement 48 % des cytologies de LBA s'avéraient compatibles avec un processus infectieux. Cela tend à montrer que la cytologie est une analyse peu sensible dans le cas d'une affection bactérienne.

Notre étude montre qu'associé tant à un protocole opératoire standardisé qu'à des personnels qualifiés, un protocole anesthésique à base de propofol conduit à une sécurité globalement satisfaisante pour l'animal et à l'obtention de prélèvements cytologiques et bactériologiques de qualité. Il apparaîtrait cependant intéressant dans une étude ultérieure d'associer au propofol un broncho-dilatateur pur comme la terbutaline ou ayant des propriétés bronchodilatatrices comme la kétamine à dose infra-anesthésique. Une étude comparative des deux protocoles anesthésiques pourrait alors être envisagée et permettre de mettre en évidence une corrélation positive entre broncho-dilatation et richesse cytologique des échantillons ainsi prélevés.

CONCLUSION

La littérature ne s'accorde pas pour définir un protocole anesthésique idéal pour la réalisation de LBA ; une majorité de sources bibliographiques préconise l'utilisation du propofol, sans toutefois préciser comment (bolus ou perfusion) ni pourquoi.

Cette étude a pour objectif de donner des éléments d'informations sur la pertinence de l'utilisation du propofol et d'évaluer en terme de sécurité et de qualité la pertinence de ce type de protocole anesthésique.

Les données de la littérature plaident largement en faveur du propofol, au détriment des autres agents anesthésiques (kétamine, barbituriques) : en effet, son induction rapide et les réveils précoces obtenus semblent adaptés à la réalisation d'un tel examen. Toutefois, son pouvoir faiblement broncho-dilatateur peut *a priori* poser problème en terme de qualité des résultats obtenus.

Aucune mortalité per-anesthésique n'a été observée et la mort du cas n° 11, 48 heures après la réalisation de son LBA, ne semble pas imputable au protocole anesthésique. La morbidité per/péri-anesthésique apparaît donc relativement faible, compte tenu de l'examen pratiqué qui aggrave la ventilation du patient. Parallèlement, 86 % (n=12) des LBA sont de qualité suffisante pour être diagnostiques et les bactériologies n'ont pas identifié de germes pouvant être issus d'une contamination.

Ce protocole anesthésique à base de propofol en bolus associé à un protocole opératoire standardisé s'avère pertinent, pour peu que les règles de bonnes pratiques anesthésiques soient respectées et qu'un personnel qualifié soit présent. Partant de l'hypothèse qu'une broncho-dilatation permettrait l'obtention de prélèvements bien plus riches, il semble intéressant d'envisager la poursuite de ce travail en évaluant l'intérêt de l'adjonction d'un broncho-dilatateur pur ou de kétamine à dose infra-anesthésique. Afin d'établir la pertinence d'une telle hypothèse, une étude en double aveugle randomisée contre protocole témoin (propofol seul) devrait permettre de déterminer l'influence de la broncho-dilatation sur la qualité des résultats cytologiques.

Agrément administratif annule et remplace cette page

Bibliographie

1. AMIS T.C., HASKINS S.C.
Respiratory failure.
Semin. Vet. Surg. (small animal) ; 1986 ; **1** : 261-275
2. BAILIFF N.L., NORRIS C.R.
Clinical Signs, Clinicopathological Findings, Etiology, and Outcome Associated With Hemoptysis in Dogs : 36 Cases (1990-1999).
J Am Anim Hosp Assoc 2002 ; **38** : 125-133.
3. BARKER P., LANGSTON J.A., WILSON I.G., and Coll.
Movements of vocal cords on induction of anaesthesia with thiopental or propofol.
Br. J. Anaesth. ; 1992 ; **69** : 23
4. BROWN N.O., NOONE K.O., KURZMAN I.D.
Alveolar lavage in dogs
Am. J. Vet. Res ; 1983 ; **44** : 335-337
5. BRYSON H.M., FULTON B.R., FAULDS D.
Propofol : An update of its use in anaesthesia and conscious sedation.
Drugs ; 1995 ; **50** (3) : 513-559
6. BUFFALARI A., MILLER S.M., SHORT C.E.
The use of propofol as an induction agent for halothane and isoflurane anaesthesia in dogs.
J. Am. Anim. Hosp. Assoc. 1998 ; **34** : 84-91
7. CADORE J.L.
Le lavage broncho-alvéolaire.
Point vét. ; 1994, **26** : 171-172
8. CLARK W.T.
Diseases of the respiratory system.
In : *Textbook of Small Animal medicine* (Dunn J.K.).
W.B. Saunders ; UK ; 1999 : 352-370
9. CLERCX C., PEETERS D., SNAPS F., and Coll.
Eosinophilic Bronchopneumopathy in Dogs.
J. Vet. Intern. Med. 2000 ; **14** : 282-291
10. CORCORAN B.M.
Endoscopic Imaging of the Canine Airway.
29th World Congress of the World Small Animal Vet. Assoc.
October 6-9 2004 ; Rhodes, Greece

11. CORCORAN B.M.
Bacterial Bronchopneumonia : Diagnosis, Management and Treatment
29th World Congress of the World Small Animal Vet. Assoc.
October 6-9 2004 ; Rhodes, Greece

12. CORCORAN B.M.
Clinical evaluation of the patient with respiratory disease.
In : *Textbook of Veterinary Internal Medicine. Fifth edition.*
(Ettinger S.J. Feldman E.C.)
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 2000 : 1034-1039

13. CORCORAN B.M.
Cytological Collection techniques.
In : *BSAVA Manual of Small Animal Cardiorespiratory Medicine and Surgery*
(Fuentes V.L. and Swift S.)
British Small Animal Veterinary Association ; 1998 : 75-78

14. CORCORAN B.M., COBB M., MARTIN M.W.S., et coll.
Chronic pulmonary disease in West Highland White Terrier.
Vet. Record : 1999 ; **144** (22) : 611-616

15. CULLEN P.M., TURTLE M., PRYS-ROBERTS C.
Effect of propofol anesthesia on baroreflex activity in humans.
Anesth. Analg. ; 1987 ; **66** : 1115-1120

16. DAVIES C.
Excitatory phenomena following the use of propofol in dogs.
J. Vet. Anaesth. 1991 ; **18** : 48-51

17. DESMONT J.M.
In : *Anesthésie Réanimation chirurgicale 2^{ème} édition.*
Kamran Samii ; Flammarion Médecine-Science ; 1995 : 18828 p

18. Diagnostic Tests for the Lower Respiratory Tract
In : *Small Animal Internal Medicine. Third edition (Nelson R.W. and Couto G.G.)*
Mosby ; Missouri ; 2003 : 255-287

19. DUCHAMP B.
Intérêt diagnostique du lavage broncho-alvéolaire chez le chien : étude bibliographique et présentation de cas cliniques.
Th. Med. Vet., Lyon : 1996 ; 65. 126 p.

20. DUKE T.
A new intravenous anesthetic agent : Propofol.
Can. Vet. J. 1995 ; **36** : 181-183

21. EDDIE CLUTTON R.
Sedation and Anaesthesia for special investigations.
In : *BSAVA Manual of Small Animal Cardiorespiratory Medicine and Surgery*
(Fuentes V.L. and Swift S.)
British Small Animal Veterinary Association ; 1998 : 91-99

22. EUZEBY J.P.
Dictionnaire de bactériologie vétérinaire.
<http://www.bacdico.net>

23. GOMPF R.E.
The significance of gallop rhythms and arrhythmias
In : *Consultations in feline internal medicine* (August J.R.). Third edition
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 1997 : 213-224

24. GOODCHILD C.S., SERRAO J.M.
Cardiovascular effects of propofol in the anaesthetized dog.
Br. J. Anaesth. ; 1989 ; **63** : 87-92

25. GOY-THOLLOT I., DECOSNE-JUNOT C., JUNOT S.
In : *Urgences, réanimation et soins intensifs du chien et du chat.*
Editions du Point Vétérinaire ; 2006 : 299 p

26. HARTUNG H.J.
Modification of intracranial pressure by propofol (Disoprivan). Initial results.
Anaesthetist ; 1987 ; **36** : 66-68

27. HASHIBA E., HIROTA K., SUZUKI K., MATSUKI A.
Effects of propofol on bronchoconstriction and bradycardia induced by vagal nerve stimulation.
Acta anaesthesiol. Scand. ; 2003 ; **47** (9) : 1059-1063.

28. HAWKINS E.C.
Pulmonary parenchymal diseases.
In : *Textbook of Veterinary Internal Medicine. Fifth edition.*
(Ettinger S.J. Feldman E.C.)
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 2000 : 1061-1091

29. HAWKINS E.C.
Bronchoalveolar lavage.
In : *Textbook of Respiratory Disease in Dogs and Cats* (King L.G.)
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 2004 : 118-128

30. HAWKINS E.C., DENICOLA D.B., PLIER M.L.
Cytological analysis of bronchoalveolar lavage fluid in the diagnosis of spontaneous respiratory tract disease in dogs.
J. Vet. Intern. Med. ; 1995 ; **9** : 386-392

31. HAWKINS E.C., ROGALA A.R., LARGE E.E.
Cellular composition of bronchial brushings obtained from healthy dogs and dogs with chronic cough and cytologic composition of bronchoalveolar lavage fluid obtained from dogs with chronic cough.
Am. Journ. Vet. Res. ; January 2006 ; **67** ; 1 : 160-167
32. HENIK R.A., YEAGER A.E.
Bronchopulmonary diseases.
In : *The Cat diseases ans Clinical Management (Sherding G.S.)*
Churchill Livingstone ; US ; 1994 : 879-1052
33. HOSGOOD G., SCHOLL D.T.
Evaluation of age as a risk factor for perianesthetic morbidity and mortality in the dog.
The Journal of Veterinary Emergency and Critical Care ; dec. 1998 ; 8 ; 3: 222-236
34. IRUBETAGOYENA I.
Les complications péri anesthésiques chez le chien brachycéphale : une étude expérimentale.
Th. Med. Vet., Toulouse : 2006 ; 87 p.
35. KELLY W.R.
Veterinary clinical medicine. Second edition
Baillière Tindall, 1974 : 374 p.
36. KING L.G.
Dyspnoea
In : *Textbook of Small Animal medicine (Dunn J.K.)*.
W.B. Saunders ; UK ; 1999 : 90-92
37. KIRSCHVINK N., LEEMANS J., DELVAUX F., and Coll.
Bronchodilators in Bronchoscopy-Induced Airflow limitation in Allergen-Sensitized Cats.
J Vet Intern Med ; 2005 ; **19** : 161–167
38. LOBETTI R.G., MILNER R., LANE E.
Chronic idiopathic pulmonary fibrosis in five dogs.
J. Amer. Anim. Hosp. Assn. 2001 ; **37** : 119-127
39. MAALOE R., HANSEN C.L., PEDERSEN T.
Death under anesthesia : definition, causes, risk factor and prevention.
Ugeshr Laeger 1995 ; **157** : 6561-6565
40. MAC KIERNAN B.C.
Bronchoscopy in the small animal patient.
In : *Kirk R. W. (ed) Current veterinary therapy X – small animal practice*.
W.B. Saunders, Philadelphia, 1989, 219-224

41. MAC KIERNAN B.C.
Bronchoscopy.
In : *BSAVA Manual of Small Animal Cardiorespiratory Medicine and Surgery*
(Fuentes V.L. and Swift S.)
British Small Animal Veterinary Association ; 1998 :67-73
42. MACDONALD E.S., NORRIS C.R., BERGHAUS R.B.
Clinicopathologic and radiographic features and etiologic agents in cats with
histologically confirmed infectious pneumonia : 39 cases (1991-2000).
J. Amer. Vet. Med. Assn. ; October 15, 2003 ; **223** ; 8 : 1142-1150
43. MADEN M., ALTUNOK V., BIRDANE F.M., and Coll.
Specific enzyme activities in bronchoalveolar lavage fluid as an aid to diagnosis of
tracheobronchitis and bronchopneumonia in dogs.
Research in Veterinary Science ; 2001, **71**, 141-145
44. MAYER P., LABER G., WALZL H.
Bronchoalveolar lavage in dogs ; analysis of proteins and respiratory cells.
J. Vet. Med. Series A ; 1990 ; 37 : 392-399
45. MUIR W.W., GADAWSKI J.E.
Respiratory depression and apnea induced by propofol in dogs.
Am. J. Vet. Res. ; 1998 ; 59 : 157-161
46. New classification of physical status.
Anesthesiology ; 1963 ; 24-111
47. NORMAN B.C.
Transtracheal wash and bronchoscopy.
In : *Textbook of Veterinary Internal Medicine. Sxftth edition.*
(Ettinger S.J. Feldman E.C.)
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 2005 : 383-390
48. NORRIS C.R., GRIFFEY S.M., SAMII V.F., and Coll.
Comparison of results of thoracic radiography, cytologic evaluation of
bronchoalveolar lavage fluid, and histologic evaluation of lung specimens in dogs
with respiratory tract disease: 16 cases (1996-2000).
J. Amer. Vet. Med. Assn. ; May 1, 2001 ; **218** ; 9 : 1456-1461
49. NORRIS C.R., GRIFFEY S.M., WALSH P.
Use of keyhole lung biopsy for diagnosis of interstitial lung diseases in dogs and cats :
13 cases (1998-2001).
J. Amer. Vet. Med. Assn. 2002 ; **221** (10) : 1453-1458
50. PAGEL P.S., HETTRICK D.A., KERSTEN J.R., and Coll.
Cardiovascular effects of propofol in dogs with dilated cardiomyopathy.
Anesthesiology ; 1998 ; **88** : 180-189

51. PEETERS D.E., MAC KIERMAN B.C., WEISIGER R.M., and Coll.
Quantitative Bacterial Cultures and Cytological examination of Bronchoalveolar Lavage Specimens in Dogs.
J. Vet. Intern. Med. 2000 ; **14** : 534-541

52. PERKOWSKI S.Z.
Anesthetic approach to the patient with respiratory compromise.
In : *Proceedings of the North American Veterinary Conference*.
Orlando, Florida ; 2006 : 117-119

53. RAJAMAKI M.M., JÄRVINEN AK., SORSA T. and Coll
Clinical Findings, Bronchoalveolar Lavage Fluid Cytology and Matrix Metalloproteinase-2 and -9 in Canine Pulmonary Eosinophilia.
The Veterinary Journal 2002 ; **163** : 168-181

54. RAMAJAKI M.M., JÄRVINEN AK., SAARI S.A.M., and Coll
Effect of repetitive bronchoalveolar lavage on cytologic findings in healthy dogs.
Am. J. Vet. Res ; January 2001 ; **62** : 13-16

55. RAMAJAKI M.M., JÄRVINEN AK., SORSA T., and Coll
Collagenolytic Activity in Bronchoalveolar Lavage Fluid in Canine Pulmonary Eosinophilia.
J. Vet. Intern. Med. 2002 ; **16** : 658-664

56. REID J., NOLAN A.M.
Pharmacokinetics of propofol as an induction agent in geriatric dog.
Res. Vet. Sci. ; 1996 ; **61** : 169-171

57. ROBERTSON S.A., JOHNSTON S., BEEMSTERBOER J.
Cardiopulmonary, anesthetic, and postanesthetic effects of intravenous infusions of propofol in Greyhounds and non greyhounds.
Am. J. Vet. Res. ; 1992 ; **53** (6) : 1027-1032

58. SCHAER M.
In : *Clinical medicine of the dog and cat. First edition*.
Lowa state press, 2003 : 576 p.

59. SCHAER M., ACKERMAN N., KING R.R.
Clinical approach to patient with respiratory disease
In : *Textbook of Veterinary Internal Medicine. Third edition*
(Ettinger S.J. Feldman E.C.)
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 747-767

60. THAYER G.W., ROBINSON S.K.
Bacterial bronchopneumonia in the dog : a Review of 42 cases.
J. Am. Anim. Hosp. Assoc. ; 1984 ; **20** : 731

61. THURMON J.C., TRANQUILLI W.J., BENSON G.J.
In : *Lumb and Jones. Veterinary anesthesia. Third edition.*
Baltimore ; 1996 : 232-233
62. VERWAERDE P., ESTRADE C.
Vade-Mecum d'anesthésie des carnivores domestiques.
Editions MED'COM ; Paris ; 2005 : 299 p
63. WARE W.A.
Dyspnea : Diagnosis and Management.
In : *Consultations in Feline Internal Medicine (August J.R.)*
W.B. Saunders ; Philadelphia ; 1991 : 157-169

ANNEXES

ANNEXE 1 : Fiche récapitulative utilisée lors de la réalisation des LBA

- ☐ Densité urinaire
- ☐ Biochimie pré examen (PT/Alb/Creat)
- ☐ Hémogramme pré examen
- ☐ Radios thorax face et profil : (interprétation)

Date : N° LBA :

Poids : Age : Motif de LBA :

I) Phase de préparation :

Examen clinique pré anesthésique :

T°		
Etat d'hydratation		
Appareil cardiovasculaire	FC	
	Bruits	
	Muqueuses	
	TRC	
Appareil respiratoire	FR	
	Bruits	
	Rythme	
	Amplitude	
N.L.		
Autre anomalie		

II) Induction :

Propofol dilué ? : Quantité injectée : Heure d'injection (= T₀) :

Taille de la sonde endotrachéale stérile (utilisée si besoin) : Stérilité conservée :

Débit d'oxygène (utilisé si besoin) :

III) LBA : (T₀ + x minutes)

LBA	1	2	3	4	5
Décubitus :					
Heure décubitus latéral					
Heure début sondage					
Taille sonde					
Difficultés au sondage					
Quantité NaCl injecté					
Quantité NaCl récupéré					

Rotation effectuée : sternale / dorsale

IV) Réveil :

Taille de la sonde endotrachéale non stérile (utilisée si besoin) :

Débit d'oxygène (utilisé si besoin) :

Commentaires sur le type de réveil :

Injection d'acépromazine (si besoin) : Heure d'injection : Posologie :

Morphine (si besoin) : Heure d'injection : Posologie :

Examens cliniques au réveil :

		DSV + 30 min	DSV + 60 min
Heure			
T°			
Etat d'hydratation			
Appareil cardiovasculaire	FC		
	Bruits		
	Muqueuses		
	TRC		
Appareil respiratoire	FR		
	Bruits		
	Rythme		
	Amplitude		
N.L.			
Autre anomalie			
Score de sédation			

V) Qualité technique du LBA :

	Evaluation qualitative (0-5)
Aspect macroscopique :	
Cellularité :	
Contamination Oro-pharyngée :	
Contamination sanguine :	
Présence de Cellules ciliées et/ou à mucus	
Facilité de lecture :	
Diagnostic :	
Bacériologie :	

PHASE I : Induction (décubitus sternal → décubitus latéral droit)

PHASE G/D/S : LBA fonction du type de décubitus

PHASE 4 : Réveil (décubitus sternal → état de conscience)

Temps T ($T_0 + x \text{ min}$)	00	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20
Heure réelle																					
Phase (1 → 4)																					
Réflexe palpébral (oui/non)																					
Efforts pour expectorer (oui/non)																					
FC (bpm)																					
FR (mpm)																					
Quantité propofol (doses non cumulées)																					
Accident per-anesthésique																					
Solution apportée																					

ANNEXE 2 : Données pré-cliniques individuelles à l'inclusion

Motif	N° LBA														Total
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	
Toux				■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■	79 %
Dyspnée	■		■									■		■	29 %
Fatigabilité à l'effort														■	7 %
Episodes fébriles		■													7 %
Jetage				■											7 %
Autre					■										7 %
Suivi d'affection respiratoire ou cas référé	■	■	■	■		■	■	■	■	■	■	■		■	86 %

Motifs de réalisation du LBA.

Paramètre	N° LBA						
	1	2	3	4	5	6	7
Race	Bouledogue anglais	Dogue Allemand	Sharpei	Westie	Bouvier bernois	Chat européen	Boarder Collie
Poids (Kg)	25,5	67	15,5	8,5	36	6	26,5
Age (ans)	1,16	5,88	5,46	0,58	5,71	8,71	10,45
Sexe	Mâle	Mâle	Mâle	Mâle	Mâle	Mâle	Femelle

Paramètre	N° LBA						
	8	9	10	11	12	13	14
Race	Shi tzu	Type Briard	Braque ariégeois	Yorkshire nain	Caniche nain	Chat européen	Malinois
Poids (Kg)	6,2	27,8	28	2,4	6,2	4,2	29
Age (ans)	13,75	7,08	4,42	8,88	3,21	3,21	3,75
Sexe	Femelle	Femelle	Mâle	Mâle	Femelle	Mâle	Mâle

Répartition de la population.

ANNEXE 3 : Données cliniques individuelles à l'inclusion

Dominante clinique	N° LBA														Total
	1*	2	3*	4*	5	6	7	8*	9*	10	11*	12	13	14	
Toux				■		■		■	■	■	■	■			50 %
Polypnée	■			■	■			■	■					■	43 %
Bruits respiratoires	■		■	■				■							29 %
Cornage	■		■					■			■				29 %
Dyspnée inspiratoire	■		■				■				■				29 %
Dyspnée expiratoire		■		■											14 %
Tendance à la cyanose								■			■				14 %
Eternuements						■									7 %
Jetage											■				7 %
Râles									■						7 %
Ronflement	■														7 %
Abattement				■							■				14 %
Trouble de la déglutition	■		■												14 %
Troubles digestifs	■		■												14 %
Adénite											■				7 %
Arthrose								■							7 %
Hyperthermie												■			7 %
Macroglossie	■														7 %
Souffle cardiaque										■					7 %
Stress exagéré												■			7 %
Troubles rénaux					■										7 %

Principales anomalies cliniques relevées à l'inclusion de la population.

Les cas marqués d'une étoile sont ceux qui présentent au moins 3 symptômes respiratoires.

ANNEXE 4 : Données para cliniques individuelles à l'inclusion

Anomalies	N° LBA													
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Densité anormalement basse					■									
Protéinurie (Heller)					■									
Hyperprotéinémie				■	■		■	■						
Hypercréatininémie					■									
Leucocytose				■	■						■			
Neutrophilie		■									■			
GNN toxiques				■	■		■							
Eosinophilie													■	
Basophilie									■					
Lymphopénie								■						
Monocytes réactionnels					■									
Thrombocytose		■												

*Anomalies sanguines et urinaires (densité urinaire, biochimie, hémogramme) individuelles à l'inclusion.
(N.é = non évalué)*

Images anormales	N° LBA														Total
	1*	2*	3*	4	5*	6*	7	8*	9*	10	11	12*	13	14	
Images bronchiques	■	■	■	■	■	■	■	■	■	■		■	■	■	93 %
Comblement alvéolaire	■	■	■	■	■		■	■	■	■	■	■			79 %
Images péri-bronchiques	■					■		■	■			■	■		43 %
Bronchogrammes		■	■		■									■	29 %
Comblement interstitiel						■									7 %
Collapsus trachéal								■							7 %
Cardiomégalie											■				7 %

Anomalies radiographiques individuelles à l'inclusion.

Les cas marqués d'une étoile sont ceux qui présentent au moins 3 types d'anomalie radiographique.

ANNEXE 5 : Répartition de la population en fonction du stade ASA

N° LBA	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
Stade ASA	III	II	II	III	III	III	II	III	II	II	III	III	III	II

Stades ASA de la population à l'inclusion.

ANNEXE 6 : les différentes phases de l'anesthésie et leurs durées

Délais (min)	N° LBA														Moyenne	Ecart type
	01	02	03	04	05	06	07	08	09	10	11	12	13	14		
DDP	5	9	6	5	6	6	5	3	10	5	7	5	10	7	6,36	2,06
DSV	9	12		13	12	8	13	12	15	10	17	9	(40)	11	11,75	2,6
Q	15	20		16	17	11	21	16	28	17	20	18		17	18	4,11
DDP-DSV	4	3		8	6	2	8	9	5	5	10	4	(30)	4	5,67	2,53
DSV-Q	6	8		3	5	3	8	4	13	7	3	9		6	6,25	2,99

Les phases de l'anesthésie et leurs durée : données individuelles.

DSV = Décubitus sternal volontaire Q = Quadrupédie DDP = Dernière dose de propofol injectée

DSV-Q = Délai séparant le décubitus sternal volontaire de la quadrupédie

DDP-DSV = Délai séparant la dernière dose de propofol injectée du décubitus sternal volontaire

= certaines valeurs exclues

ANNEXE 7 : Doses de propofol nécessaires

N° LBA	1	2	3	4	5	6 (chat)	7
Durée AG (T ₀ - DSV)	9	12		13	12	8	13
Dose induction (mg/kg) (de T ₀ à T _{+2min})	9,02	7,16	7,74	7,06	6,39	4,17	6,04
Dose cumulée des bolus (mg/kg) (de T _{+2min} à DDP)	1,57	0,9		2,35	2,78	1,67	0,75
Dose totale (mg/kg) (de T ₀ à DDP)	10,59	8,06		9,41	9,17	5,83	6,79

N° LBA	8	9	10	11	12	13 (chat)	14
Durée AG (T ₀ - DSV)	12	15	10	17	9	40	11
Dose induction (mg/kg) (de T ₀ à T _{+2min})	5,65	5,4	3,57	8,25	5,81	4,76	6,21
Dose cumulée des bolus (mg/kg) (de T _{+2min} à DDP)	0,81	2,16	2,14	3,47	1,94	10,12	1,03
Dose totale (mg/kg) (de T ₀ à DDP)	6,45	7,55	5,71	11,69	7,74	14,88	7,24

Doses de propofol relatives à l'ensemble de l'anesthésie générale.

(de T₀ à DDP)

N° LBA	Temps (min)											Facteur de dilution	Poids (kg)	Nombre de bolus
	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10			
	les valeurs ci-dessous correspondent aux volumes injectés à un moment précis													
1	17	6		2		2						1	25,5	2
2	24	24			2		2			2		1	67	3
3	12		2		2	1	1					1	15,5	4
4	12		2			2						0,5	8,5	2
5	23		6		2		2					1	36	3
6	5		1	1								0,5	6	2
7	15	1		1		1						1	26,5	2
8	7			1								0,5	6,2	1
9	10	5		2		1			1	1	1	1	27,8	5
10	10			4		2						1	28	2
11	4	2		1				1,5				0,33	2,4	2
12	6				1	1						0,6	6,2	2
13	4				1	1			1,5	2,5	2,5	0,5	4,2	5
14	18		2					1				1	29	2

Suivi de l'administration du propofol.

En l'absence de dilution, le propofol est à la concentration de 10 mg/mL

ANNEXE 8 : Suivi clinique individuel

N° LBA	pré AG	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
1	140	84			120		110		150										
2	120	120	124		128			128		116				128					
3	148	132	152			132	142												
4	90	160		160	150		140	130			120			116					
5	80	80		100	112		112	120						96					
6	180	180	180		200					180									
7	120	120	128		132		120		130						120				
8	100	136		140			132				140			140					
9	100		128	132			120			120		124					156		
10	88		100		100	85	85			112		108							
11	124			160					140				100						96
12	160	128		104			124		120		100								
13	180	180			180				176		176		152						
14	96	132			104				80	104			120						

Suivi de la fréquence cardiaque.

N° LBA	pré AG	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17
1	P	44				60				56									
2	24	44	12		24			12		20	32	16		16					
3	48	40				52	60												
4	P	P		40		48	50	50			48			60					
5	P	P		16	24		32	30			48			P					
6	30	30	30		40					30									
7	32	30			40		48												
8	P	64		68		68			48			52							
9	P		P	P		P			P		P						P		
10	32				52	16	16			16		20							
11	24				20					20			44						
12	44			28				36											
13	64	60		20			20					20							
14	P	20					20				24		32						

Suivi de la fréquence respiratoire.

■ = cyanose per-anesthésique

N° LBA	Réflexe palpébral lors du sondage	Réflexe laryngé lors du sondage	Difficultés au sondage	Nombre de LBA réalisés	LBA avec présence de réflexe palpébral (%)	LBA avec effort d'expectoration (%)
1	■			3	100 %	100 %
2				4	50 %	0 %
3				4	25 %	25 %
4				2	100 %	100 %
5				3	33 %	33 %
6	■	■		2	100 %	100 %
7	■			2	100 %	100 %
8				2	100 %	100 %
9				4	100 %	100 %
10				2	50 %	100 %
11	■	■	■	2	100 %	100 %
12				2	100 %	100 %
13	■	■	■	2	100 %	0 %
14	■			4	100 %	75 %

Suivi des réflexes.

ANNEXE 9 : Incidents immédiats au réveil

Incident	N° LBA														Total
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	
Toux				■		■	■	■		■	■	■		■	62 %
Reverse sneezing														■	8 %
Oxygénation avec intubation				■	■			■			■		■		38 %
Oxygénation sans intubation	■					■				■		■			31 %

Incidents observés au réveil..

ANNEXE 10 : Modalités de réalisation du LBA

Paramètres	N° LBA														
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	
Poids (Kg)	25,5	67	15,5	8,5	36	6	26,5	6,2	27,8	28	2,4	6,2	4,2	29	
Longueur de la sonde (cm)	125	125	125	75	125	50	75	50	75	125	50	50	50	75	
Diamètre de la sonde (fr)	12	12	12	10	12	10	10	10	10	10	8	8	10	10	
Nombre de LBA réalisés	3	4	4	2	3	2	2	2	4	2	2	2	2	4	
NaCl injecté (mL/Kg)	1,18	1,194	2,58	1,18	0,83	1,67	1,13	1,61	1,44	1,07	2,5	1,94	2,38	1,38	
NaCl récupéré (mL/Kg)	0,67	0,59	1,23	0,41	0,35	0,5	0,26	0,97	0,22	0,36	1,46	0,6	0,71	0,47	
récupération de liquide (%)	57,33	49,38	47,5	35	41,67	30	23,33	60	15	33,33	58,33	30,83	30	33,75	

Informations relatives à la réalisation pratique du LBA.

ANNEXE 11 : Résultats individuels des analyses cytologiques et bactériologiques

Paramètre	N° LBA						
	1	2	3	4	5	6	7
<i>Aspect macroscopique</i>	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble	trouble
<i>Cellularité (0-5)</i>	4	2	3	4	2	5	2
<i>Contamination oro-pharyngée (0-5)</i>	4	0	2	0	0	0	0
<i>Contamination sanguine (0-5)</i>	1	1	2	1	0	0	0
<i>Présence de cellules ciliées</i>	2	0	5	1	0	3	3
<i>Présence de cellules à mucus</i>	4	4	5	1	2	1	4
<i>Facilité de lecture (0-5)</i>	3	4	0	5	3	5	0
<i>Qualité technique</i>	moyenne	moyenne	mauvaise	excellente	moyenne	excellente	mauvaise

Paramètre	N° LBA						
	8	9	10	11	12	13	14
<i>Aspect macroscopique</i>	nécrotique	trouble	trouble nécrotique	trouble	trouble	trouble	nécrotique
<i>Cellularité (0-5)</i>	5	5	5	5	5	5	5
<i>Contamination oro-pharyngée (0-5)</i>	0	0	0	3	4	0	3
<i>Contamination sanguine (0-5)</i>	1	0	0	2	0	1	0
<i>Présence de cellules ciliées</i>	0	3	2	3	3	5	3
<i>Présence de cellules à mucus</i>	3	3	1	3	3	4	3
<i>Facilité de lecture (0-5)</i>	5	5	3	3	4	4	4
<i>Qualité technique</i>	bonne	excellente	moyenne	moyenne	bonne	bonne	bonne

Grille d'évaluation de la qualité technique du LBA

N° LBA	Conclusion cytologique
1	Hyperplasie de l'épithélium respiratoire et contamination oro-pharyngée
2	En faveur d'une inflammation chronique non spécifique
3	NON CONCLUSIF
4	En faveur d'un processus infectieux bactérien
5	En faveur d'un phénomène inflammatoire éosinophilique
6	En faveur d'une inflammation chronique neutrophilique non spécifique
7	NON CONCLUSIF
8	En faveur d'un processus infectieux bactérien associé à une hyperplasie
9	En faveur d'un processus infectieux bactérien et d'une inflammation éosinophilique
10	En faveur d'un processus infectieux bactérien et suspicion de complication mycosique
11	Inflammation chronique macrophagique non spécifique compatible avec le collapsus trachéal.
12	LBA peu modifié et non inflammatoire ; éventuelle hyperplasie
13	En faveur d'un processus infectieux bactérien avec inflammation chronique neutrophilique non spécifique
14	En faveur d'une inflammation chronique éosinophilique

Conclusions cytologiques du LBA

Bactérie	N° LBA													
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14
<i>Enterobacter spp</i>				■								MR		
<i>Escherichia coli</i>	■	■						■						
<i>Klebsiella pneumoniae</i>			MR											
<i>Pasteurella haemolytica</i>							■				■			
<i>Pasteurella multocida</i>													■	■
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>					MR									
<i>Staphylococcus aureus</i>									MR					
<i>Staphylococcus epidermidis</i>										MR				
<i>Streptococcus bovis</i>										■				
<i>Streptococcus canis</i>	■													

Résultats des mises en cultures bactériennes et des antibiogrammes

MR = bactérie multirésistante

■ = bactériologie négative

Toulouse, 2007

NOM : FABRE

Prénom : Mickaël Gérard

TITRE : Evaluation d'un protocole anesthésique incluant le propofol pour la réalisation de lavages broncho-alvéolaires chez le chien et chez le chat :

RESUME :

Le lavage broncho-alvéolaire (LBA) est un examen complémentaire à visée thérapeutique et/ou diagnostique consistant en l'injection dans les bronches et les alvéoles pulmonaires de liquide physiologique stérile. Ce liquide est ensuite réaspiré puis analysé (cytologie et bactériologie). Chez les carnivores domestiques, cet examen doit se faire obligatoirement sous anesthésie générale. L'objectif de cette étude prospective est d'évaluer la faisabilité d'un protocole anesthésique standardisé utilisant le propofol pour la réalisation de LBA, en terme de sécurité anesthésique d'une part et d'obtention de prélèvements de bonne qualité technique pour les analyses d'autre part. La morbidité per-anesthésique s'est avérée faible, la mortalité nulle et 86 % des LBA ont présenté une qualité technique satisfaisante (n=14). La stratégie anesthésique choisie semble par conséquent adaptée à la réalisation de cet examen.

MOTS-CLES : lavage broncho-alvéolaire, anesthésie, propofol, chien, chat

ENGLISH TITLE: Evaluation of an anaesthetic protocol including the propofol for the realization of BAL in dogs and cats:

ABSTRACT :

The bronchoalveolar lavage (BAL) is a respiratory sampling technique consisting in instilling a solution (sterile physiological liquid) in bronchi and alveoli, and collecting it after 10 seconds. This liquid is then analyzed (cytology and bacteriology). In dogs and cats, this examination requires general anaesthesia. The objective of this prospective study is to draw up a standardized anaesthetic protocol including propofol for BAL realization, and to evaluate the results as well on BAL samples quality as on safety of the examination. Fourteen animals (12 dogs and 2 cats) were included. There was low per-anaesthetic morbidity and no per-anaesthetic mortality. 86% of the BAL made had a sufficient technical quality to be conclusive. Consequently, this anaesthetic strategy seems to be adapted for BLA examination.

KEYWORDS : bronchoalveolar lavage, anaesthesia, propofol, dog, cat