



HAL
open science

Conception d'un parcours pédagogique de simulation et de e-learning pour l'apprentissage des étapes de préparation d'une anesthésie gazeuse chez les carnivores domestiques

Agathe Le Luyer

► To cite this version:

Agathe Le Luyer. Conception d'un parcours pédagogique de simulation et de e-learning pour l'apprentissage des étapes de préparation d'une anesthésie gazeuse chez les carnivores domestiques. Médecine vétérinaire et santé animale. 2022. dumas-03830577

HAL Id: dumas-03830577

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-03830577v1>

Submitted on 26 Oct 2022

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.

Année 2022

**CONCEPTION D'UN PARCOURS PÉDAGOGIQUE DE
SIMULATION ET DE *E-LEARNING* POUR
L'APPRENTISSAGE DES ÉTAPES DE PRÉPARATION
D'UNE ANESTHÉSIE GAZEUSE CHEZ LES CARNIVORES
DOMESTIQUES**

THÈSE

pour obtenir le diplôme d'État de

DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

présentée et soutenue publiquement devant

la Faculté de Médecine de Créteil (UPEC)

le 11 février 2022

par

Agathe, Marguerite, Andrée, Micheline LE LUYER

sous la co-direction de

Matthias KOHLHAUER et Rocio FERNANDEZ-PARRA

JURY

Président du jury :	M. Renaud TISSIER	Professeur à l'EnvA
Directeur de thèse :	M. Matthias KOHLHAUER	Maître de Conférences à l'EnvA
Examineur :	M. Henry CHATEAU	Professeur à l'EnvA
Membre invité :	M. Louis BALLET	Ingénieur pédagogique à l'EnvA
Membre invité :	Mme Rocio FERNANDEZ-PARRA	Maitre de Conférences à l'Université Catholique de Valence

Liste des personnes intervenant dans l'enseignement



Directeur : Pr Christophe Degueurce
Directeur des formations : Pr Henry Chateau
Directrice de la scolarité et de la vie étudiante : Dr Catherine Colmin

Professeurs émérites : Pr Pascal Fayolle, Pr Bernard Paragon
Directeurs honoraires : MM. les Professeurs C. Pilet, B. Toma, A.-L. Parodi, R. Moraillon, J.-P. Cotard, J.-P. Mialot & M. Gogny

Département d'Élevage et de Pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC)

Chef du département : Pr Grandjean Dominique - **Adjoint** : Pr Blot Stéphane

<p>Discipline : anesthésie, réanimation, urgences, soins intensifs - Pr Verwaerde Patrick</p> <p>Discipline : cardiologie - Pr Chetboul Valérie - Dr Saponaro Vittorio, Praticien hospitalier contractuel</p> <p>Discipline : nouveaux animaux de compagnie - Dr Pignon Charly, Ingénieur de recherche - Praticien hospitalier - Dr Volait Laetitia, Praticienne hospitalier contractuelle</p> <p>Discipline : dermatologie - Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticienne hospitalier contractuelle</p> <p>Discipline : ophtalmologie - Dr Chahory Sabine, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de clinique équine - Pr Audigié Fabrice - Dr Bertoni Lélia, Maître de conférences - Dr Coudry Virginie, Praticienne hospitalier contractuelle - Pr Denoix Jean-Marie - Dr Giraudet Aude, Ingénieure de recherche - Praticienne hospitalier - Dr Jacquet Sandrine, Ingénieure de recherche - Praticienne hospitalier - Dr Mespouhès-Rivière Céline, Ingénieure de recherche-Praticienne hospitalier* - Dr Moiroud Claire, Praticienne hospitalier contractuelle - Dr Tallaj Amélie, Praticienne hospitalier contractuelle - Dr Tanquerel Ludovic, Chargé d'enseignement contractuel</p>	<p>Unité pédagogique de médecine et imagerie médicale - Dr Benchekroun Ghita, Maître de conférences - Pr Blot Stéphane* - Dr Canonne-Guibert Morgane, Maître de conférences - Dr Freiche-Legros Valérie, Praticienne hospitalier contractuelle - Dr Maurey-Guéneq Christelle, Maître de conférences - Dr Mortier Jérémie, Maître de conférences associé</p> <p>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport - Dr Cabrera Gonzales Joaquin, Chargé d'enseignement contractuel - Pr Fontbonne Alain - Pr Grandjean Dominique* - Dr Maenhoudt Cindy, Praticienne hospitalier contractuelle - Dr Nudelmann Nicolas, Maître de conférences - Dr Ribeiro dos Santos Natalia, Praticienne hospitalier contractuelle</p> <p>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale - Dr Decambon Adeline, Maître de conférences - Pr Manassero Mathieu - Dr Maurice Emeline, Assistante d'Enseignement et de Recherche Contractuelle - Pr Viateau-Duval Véronique*</p>
---	---

Département des Productions Animales et de Santé Publique (DPASP)

Chef du département : Pr Millemann Yves - **Adjoint** : Pr Dufour Barbara

<p>Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments - Dr Bolnot François, Maître de conférences* - Pr Carlier Vincent - Dr Gauthier Michel, Maître de conférences associé - Dr Mtimet Narjes, Chargée d'enseignement contractuelle</p> <p>Unité pédagogique de maladies réglementées, zoonoses et épidémiologie - Dr Crozet Guillaume, Chargé d'enseignement contractuel - Pr Dufour Barbara* - Dr Guétin Poirier Valentine, Chargée d'enseignement contractuelle - Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia - Dr Rivière Julie, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de pathologie des animaux de production - Pr Adjou Karim - Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences* - Dr Delsart Maxime, Maître de conférences associé - Pr Millemann Yves - Dr Plassard Vincent, Praticien hospitalier contractuel - Dr Ravary-Plumioën Bérange, Maître de conférences</p>	<p>Unité pédagogique de reproduction animale - Dr Constant Fabienne, Maître de conférences* - Dr Denis Marine, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Dr Mauffré Vincent, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale - Dr Arné Pascal, Maître de conférences - Dr Barassin Isabelle, Maître de conférences - Dr De Paula Reis Alline, Maître de conférences* - Pr Grimard-Ballif Bénédicte - Pr Ponter Andrew</p> <p>Rattachée DPASP - Dr Wolgust Valérie, Praticienne hospitalier contractuelle</p>
--	---

Département des Sciences Biologiques et Pharmaceutiques (DSBP)

Chef du département : Pr Desquilbet Loïc - **Adjoint** : Pr Pilot-Storck Fanny

<p>Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques - Pr Chateau Henry - Pr Crevier-Denoix Nathalie - Pr Robert Céline*</p> <p>Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie - Pr Boulouis Henri-Jean - Pr Eloit Marc - Dr Lagrée Anne-Claire, Maître de conférences - Pr Le Poder Sophie - Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences*</p> <p>Unité pédagogique de biochimie, biologie clinique - Pr Bellier Sylvain* - Dr Deshuillers Pierre, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique - Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences - Pr Fontaine Jean-Jacques - Dr Jouvion Grégory, Professeur associé - Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences*</p> <p>Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques - Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais) - Pr Desquilbet Loïc, (Biostatistique, Épidémiologie) - Dr Legrand Chantal, Maître de conférences associée - Dr Maignac Geneviève, Maître de conférences* - Dr Rose Hélène, Maître de conférences associée</p>	<p>Unité de parasitologie, mycologie - Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Pr Guillot Jacques - Dr Polack Bruno, Maître de conférences* - Dr Risco-Castillo Veronica, Maître de conférences</p> <p>Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie - Dr Kohlhauser Matthias, Maître de conférences - Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences* - Pr Tissier Renaud</p> <p>Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique - Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences (Génétique) - Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Gilbert Caroline (Ethologie) - Pr Pilot-Storck Fanny (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Tired Laurent (Physiologie, Pharmacologie)* - Dr Titeux Emmanuelle (Ethologie), Praticienne hospitalier contractuelle</p> <p>Rattachée DSBP - Mme Dalaine Stéphanie, Professeur agrégée (Sciences de la Vie et de la Terre)</p> <p>* responsable d'unité pédagogique</p>
---	---

Remerciements

Aux membres du jury

À M. Renaud TISSIER, Professeur à l'EnvA

Pour me faire l'honneur de présider le jury de cette thèse. Respectueux remerciements.

À M. Henry CHATEAU, Professeur à l'EnvA

Pour votre aide et pour l'enthousiasme que vous témoignez pour tout projet permettant de développer l'enseignement par la simulation à l'EnvA, mes sincères remerciements.

À M. Matthias KOHLHAUER, Maître de conférences à l'EnvA

Pour avoir accepté de diriger cette thèse, mes remerciements chaleureux.

À Mme Rocio FERNANDEZ-PARRA, Maître de conférences à l'Université Catholique de Valence

Pour m'avoir proposé ce sujet passionnant et avoir partagé avec moi votre intérêt pour cette discipline et pour la transmission des savoirs, pour votre confiance et votre bienveillance, mes remerciements chaleureux.

À M. Louis Ballet

Pour ton investissement généreux et pour m'avoir aidée à porter ce projet avec tant d'implication et de bonne humeur. Mes remerciements chaleureux.

Remerciements personnels

À mes parents,

Qui depuis toujours m'ont encouragée à accomplir mes rêves. Merci d'avoir fondé ce foyer pétillant rempli d'amour et de joie, qui me permet de m'épanouir et de me surpasser. Merci d'avoir construit, pour Simon et moi, un monde lumineux dans lequel tout est possible.

À mon frère,

Qui dans ce cocon familial a toujours été bien plus qu'un frère, un allié, un ami et un modèle parfois. Merci pour ton soutien, ton amour et notre complicité indéfectible. Merci d'être à la fois mon petit et grand frère, mon protégé et mon guide. Merci d'être mon repère et ma joie.

À ma mamie Dédée,

Merci pour la confiance inaliénable que tu as placée en moi. Je suis riche de tes valeurs : ta force, ton ouverture d'esprit, ton humour, ta modernité et ta générosité. Quand je te regarde je sais d'où je viens et où je veux aller. Je suis fière d'être ta petite fille.

À Mathieu,

Qui sublime ma vie depuis 10 ans déjà, ami puis compagnon, merci de chanter le quotidien avec moi. Une nouvelle vie commence. Quel bonheur de dessiner l'avenir avec toi.

À Élodie,

Ma sœur de cœur avec qui j'ai tout traversé. Merci d'avoir donné à mes souvenirs tant d'éclat. Source d'autant d'apaisement que d'allégresse, merci d'être à la fois mon ancre et ce petit grain de sel qui donne à ma vie un peu de panache.

À ma famille, Martine, Didier, Véro, Thierry, Régine, Yoann, Rémy, Lochlainn, Paul et Thibaut,

À tous mes amis, Antoine, Vincent, Thibault, Cynthia, Fabien, Pathé, Alizé, Alexandra et tous les petits frères,

Merci pour votre soutien et pour avoir tous toujours cru en moi. Merci de remplir ma vie de rires, d'aventures et de merveilleux souvenirs.

Table des matières

Liste des abréviations.....	7
Liste des figures.....	9
Liste des tableaux.....	11
Liste des annexes.....	12
Introduction.....	13
Première partie : Les évaluations pré-anesthésiques et l'anesthésie gazeuse en médecine vétérinaire.....	15
I. Risques anesthésiques et éléments à prendre en compte lors des évaluations pré-anesthésiques.....	15
I.A. Risques relatifs à l'animal.....	15
I.A.1. Anamnèse et examen clinique.....	15
I.A.2. Statut ASA.....	16
I.B. Relatifs au vétérinaire et au matériel.....	18
I.B.1. Réalisation de l'examen clinique.....	18
I.B.2. Pose de la sonde endotrachéale.....	19
I.B.3. Pose du cathéter intraveineux.....	19
I.B.4. Risques relatifs à la machine d'anesthésie.....	19
II. Intérêt des check-lists dans la limitation des risques.....	19
II.A. Le concept de la check-list est introduit par le domaine de l'aviation.....	19
II.B. Application au domaine médical.....	20
II.B.1. Intérêt de la check-list.....	20
II.B.2. Limite de la check-list.....	21
III. Les anesthésiques volatils en médecine vétérinaire.....	21
III.A. Place de l'anesthésie volatile dans l'histoire de l'anesthésie vétérinaire et dans l'anesthésie moderne.....	21
III.B. Présentation des anesthésiques volatils modernes.....	22
III.B.1. Effets des composés halogénés.....	22
III.B.2. Notion de MAC.....	23
III.B.3. Notion de coefficient de partage sang/gaz.....	24
III.B.4. Notion de coefficient de partage huile/gaz.....	24
III.B.5. Les différents anesthésiques volatils utilisés en médecine vétérinaire.....	24
III.B.6. Effets secondaires et toxicité.....	25
IV. Fonctionnement de la machine d'anesthésie.....	27
IV.A. Source de gaz frais.....	27
IV.A.1. Type de gaz et code couleur conventionnel en Europe.....	27
IV.A.2. Bouteille d'oxygène.....	28
IV.A.3. Concentrateur d'oxygène.....	28

IV.A.4.	Les vaporisateurs isolés sous vide pour les grands hôpitaux vétérinaires	28
IV.B.	Débitmètre	28
IV.C.	Bouton flush	29
IV.D.	Vaporisateur	29
IV.D.1.	Types de vaporisateurs	29
IV.D.2.	Fonctionnement général	30
IV.D.2.a.	Rappels sur la vaporisation	30
IV.D.2.b.	Rappel de la loi des gaz parfaits	30
IV.D.2.c.	Vaporisateur Plenum	30
IV.D.2.d.	Vaporisateur à débit mesuré de desflurane	31
IV.D.2.e.	Vaporisateurs DIVA	32
IV.E.	Manomètre	32
IV.F.	La chaux sodée	32
IV.F.1.	Fonctionnement	32
IV.F.2.	Risque pour la machine	32
IV.F.3.	Risques pour le manipulateur	32
IV.G.	Les circuits respiratoires	32
IV.G.1.	Composants des circuits respiratoires	33
IV.G.1.a.	Valve de limitation de pression, valve APL ou valve d'évacuation des gaz	33
IV.G.1.b.	Les tuyaux respiratoires	33
IV.G.2.	Le circuit réinhalatoire	33
IV.G.3.	Les circuits non-réinhalatoires	34
IV.G.3.a.	Classification de Mapleson	34
IV.G.3.b.	Circuit respiratoire Mapleson A	34
IV.G.3.c.	Circuits respiratoires Mapleson B et C	34
IV.G.3.d.	Circuits respiratoires Mapleson D ou Circuit de Bain	35
IV.G.3.e.	Circuit respiratoire Mapleson E	35
IV.G.4.	Circuits respiratoires les plus utilisés en médecine vétérinaire	36
IV.H.	Les ballons	36
IV.H.1.	Importance du ballon dans le système respiratoire	36
IV.H.2.	Choix de la taille du ballon	36
IV.I.	Evacuation des gaz	37
IV.I.1.	Effets néfastes des gaz anesthésiques résiduels et importance du système d'évacuation des gaz	37
IV.I.1.a.	Les risques pour le personnel	37
IV.I.1.b.	Les risques pour l'environnement	37
IV.I.1.c.	Aspect réglementaire	38

IV.I.2.	Types de systèmes d'évacuation	38
IV.I.2.a.	Evacuation passive sans absorbant.....	38
IV.I.2.b.	Passif avec absorbant	39
IV.I.2.a.	Passif-actif.....	39
IV.I.2.b.	Actif	39
IV.J.	Les sondes endotrachéales.....	39
IV.K.	Les tailles de sondes.....	39
IV.L.	Les types de sondes endotrachéales	40
IV.L.1.	Les sondes en caoutchouc	40
IV.L.2.	Les sondes en PVC	40
IV.L.3.	Les sondes en silicone	40
IV.L.4.	Les sondes endotrachéales renforcées	40
IV.M.	Technique d'intubation	41
V.	Le masque laryngé	42
VI.	Entretien et vérification du matériel	42
VI.A.	Entretien et vérification de la machine.....	42
VI.A.1.	Vérification de la position de la machine dans un lieu sûr.....	42
VI.A.2.	Vérification et entretien de la source de gaz frais	43
VI.A.3.	Vérification du fonctionnement du débitmètre.....	43
VI.A.4.	Vérification du bouton flush	43
VI.A.5.	Vérification du vaporisateur	43
VI.A.5.a.	Vérification du niveau d'anesthésique volatil	43
VI.A.5.b.	Vérification du fonctionnement du cadran.....	44
VI.A.5.c.	Vérification de la position verticale du vaporisateur	44
VI.A.6.	Vérification de la chaux sodée et conseils d'utilisation.....	44
VI.A.6.a.	Signes d'usure	44
VI.A.6.b.	Stockage.....	44
VI.A.6.c.	Vérification de la bonne position du canister.....	44
VI.A.6.d.	Bonnes pratiques pour limiter la production de toxiques.....	44
VI.A.6.e.	Précautions à prendre lors de l'entretien du canister	45
VI.A.7.	Vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz.....	45
VI.A.7.a.	Vérification du branchement du système d'évacuation sur la machine. .	45
VI.A.7.b.	Vérification de l'état d'usure du système d'absorption avec absorbant ..	45
VI.A.7.c.	Vérification de l'état du système d'absorption passif-actif	45
VI.A.7.d.	Précautions générales pour limiter l'exposition du personnel aux vapeurs d'anesthésiques volatils	46
VI.A.8.	Choix du circuit et du ballon	46
VI.A.8.a.	Connexion du circuit à utiliser sur l'arrivée de gaz frais de la machine .	46

VI.A.8.b. Evaluations relatives au ballon	46
VI.A.9. Vérification du fonctionnement de la machine et des tuyaux respiratoires	47
VI.A.9.a. Test de pressurisation	47
VI.A.9.b. Test de dépressurisation	48
VI.A.10. Vérification des valves unidirectionnelles	49
VI.A.10.a. Vérification de l'intégrité des tuyaux respiratoires coaxiaux	50
VI.A.11. Vérification de l'ouverture de la valve d'évacuation des gaz	53
VI.B. Vérification de la sonde endotrachéale	53
VI.B.1. Vérification de l'état de la sonde endotrachéale	53
VI.B.2. Vérification de l'étanchéité de la sonde endotrachéale	54
VI.C. Vérification de la perméabilité du cathéter intraveineux périphérique	54
Deuxième partie : Enseignement de l'anesthésie gazeuse en école vétérinaire et réalisation d'un parcours pédagogique traitant les points essentiels de la préparation d'une anesthésie gazeuse ayant pour support des ateliers de simulation avec des fiches pédagogiques et un parcours de <i>e-learning</i> interactif.	55
I. La simulation dans l'enseignement médical	55
I.A. Histoire et enjeux de la simulation dans l'enseignement médical	55
I.B. Les perspectives d'avenir de la simulation : le modèle de l'aviation adaptée à la médecine humaine ou vétérinaire	56
I.C. Les différents types de la simulation comme outil d'enseignement	57
I.D. Apport de la simulation pour l'enseignement de la médecine humaine et vétérinaire	59
I.E. Etat des lieux de la place de la simulation dans l'enseignement de la médecine vétérinaire	59
I.F. Analyse de la situation : Enseignement de l'anesthésie à l'École nationale vétérinaire d'Alfort (EnvA) et simulations préexistantes concernant l'anesthésie	60
I.F.1. Présentation des différents types de simulation présent au sein de l'enseignement à l'EnvA	60
I.F.2. Description de la salle de simulation Vetsims	62
I.F.2.a. Organisation et fonctionnement de la salle	62
I.F.2.b. Fonctionnement des ateliers	62
I.F.2.c. Supports multimédias associés à la salle Vetsims	65
I.F.3. L'enseignement de l'anesthésie à l'EnvA	65
I.F.3.a. Compétences attendues en sortie d'école vétérinaire	65
I.F.3.b. Description de l'enseignement de l'anesthésie à l'EnvA	66
Introduction à l'anesthésiologie clinique	67
Appareil d'anesthésie volatile et circuit patient	67
Pratiques d'une narcose entretenue par des hypnotiques volatils	67
Particularités de l'anesthésie générale du chat	67
Particularités de l'anesthésie générale lors de césarienne	67

Hypotension et/ou hypoperfusion, prise en charge thérapeutique	67
Patients à risques et gestions des incidents anesthésiques	67
I.F.3.c. Ressources pédagogiques.....	67
I.F.4. Ateliers de simulation préexistants en salle Vetsims et intégration au parcours pédagogique de préparation d'une anesthésie gazeuse	67
I.F.4.a. Ateliers préexistants concernant l'anesthésie	67
I.G. Définition de la cible et du programme en fonction des besoins.....	68
I.G.1. Définition de la cible.....	68
I.G.2. Définition du programme.....	68
I.H. Mise en place du programme de simulation.....	69
I.H.1. Choix et description des approches parmi celles définies par l'HAS	69
I.H.2. Choix des techniques de simulation.....	69
I.I. Contextualisation dans un scénario et débriefing : intégration du « <i>e-learning</i> » dans le parcours pédagogique	69
I.I.1. Choix de l'outil informatique comme support du débriefing du parcours pédagogique.....	69
I.I.2. Contextualisation dans un scénario et description des sessions de simulations	70
I.I.3. Débriefing : Auto-évaluation et synthèse des connaissances acquises	70
II. Réalisation pratique des composants du parcours pédagogique de simulation.....	70
II.A. Conception des ateliers de simulation concernant la machine d'anesthésie	70
II.A.1. Machine d'anesthésie et source de gaz frais utilisés pour les ateliers pédagogiques de préparation d'une anesthésie gazeuse	70
II.A.2. Création des ateliers relatifs à la machine d'anesthésie.....	71
II.A.2.a. Présentation de l'atelier « Les composants de la machine d'anesthésie gazeuse »	71
II.A.2.b. Conception de l'atelier « Les différents tests à effectuer sur la machine et leur chronologie ».....	73
II.A.2.c. Conception de l'atelier « Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush »	74
II.A.2.d. Conception de l'atelier « Vérification et entretien du vaporisateur »	75
II.A.2.e. Conception de l'atelier « Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation »	75
II.A.2.f. Conception de l'atelier « Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz »	76
II.A.2.g. Conception de l'atelier « Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires ».....	76
II.A.2.h. Poursuite du parcours de préparation d'une anesthésie gazeuse.....	77
III. Mise en place d'un parcours de simulation de la préparation d'une anesthésie gazeuse et contextualisation des ateliers.....	78
III.A. Poster résumant l'organisation du parcours anesthésie	78

III.B.	Check-list	79
III.C.	Scénario pédagogique interactif en <i>e-learning</i>	79
III.C.1.	Réalisation du scénario interactif à l'aide du logiciel H5P.....	79
III.C.1.a.	Avantages du logiciel H5P	79
III.C.1.b.	Limite du logiciel H5P	80
III.C.2.	Conception du scénario sous forme d'arbre décisionnel	80
Conclusion	85
Bibliographie	87
Annexes	91

Liste des abréviations

AEEEEV : l'Association Européenne des Etablissements d'Enseignement Vétérinaire

ANSES : Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail

APL : *Adjustable Pressure-Limiting (valve)*

ASA : American Society of Anesthesiologist

ASV : Assistant(e) Spécialisé(e) Vétérinaire

AVA : Association des Vétérinaires Anesthésistes

CGAAER : Conseil Général de l'Alimentation, de l'Agriculture et des Espaces Ruraux

cmH₂O : Centimètre d'eau

CO₂ : Dioxyde de carbone

DIVA : Direct Injection of Volatile Anesthetic

ENV : Écoles Nationales Vétérinaires

EnvA : École Nationale Vétérinaire d'Alfort

FAO : Organisation des Nations Unies pour l'agriculture et l'alimentation

GABA : Acide γ-aminobutyrique

HAS : Haute Autorités de Santé

kPa : KiloPascal

MAC : Minimal Alveolar Concentration (Concentration Alvéolaire Minimale)

MDR1 : MultiDrug Resistance, mutation d'un gène codant pour une glycoprotéine P transporteur membranaire permettant l'élimination de toxiques

mmHg : millimètre de mercure

Moodle : *Modular Object-Oriented Dynamic Learning Environment*

N₂O : Protoxyde d'azote

OIE : Organisation mondiale de la santé animale

OMS : Organisation Mondiale de la Santé

PaCO₂ : Pression partielle artérielle en dioxyde de carbone

ppm : Parties par million

PRG₁₀₀ : Potentiel de Réchauffement Planétaire à 100 ans

PVC : Polychlorure de Vinyle

QR-code : *Quick Response Code*

SFAR : Société Française d'Anesthésie et Réanimation

SNPE 2 : Deuxième plan de la Stratégie Nationale sur les Perturbateurs Endocriniens

SORB : Syndrome Obstructif Respiratoire des races Brachycéphales

SpO₂ : Saturation de l'hémoglobine en dioxygène

UV_s : Rayons Ultra-Violets

VIE : Vacuum_Insulated Evaporator

Liste des figures

Figure 1 : Représentation de la fréquence de survenue des erreurs humaines responsables d'incidents anesthésiques d'après l'étude de Hofmeister <i>et al.</i> , 2014	18
Figure 2 : Schématisation de la machine d'anesthésie sur le modèle de la machine Moduflex® Coaxial	27
Figure 3 : Représentation du code couleur conventionnel des gaz médicaux (Alibhai, 2016)	28
Figure 4 : Photographie du système clé-serrure de la bouteille contenant l'isoflurane	29
Figure 5 : Schématisation du fonctionnement des vaporisateurs plenum d'après Chakravarti et Basu, 2013	31
Figure 6 : Schématisation du fonctionnement des vaporisateurs à débit mesuré de desflurane d'après Chakravarti et Basu, 2013	31
Figure 7 : Schématisation du circuit réinhalatoire avec un vaporisateur « <i>out-circuit</i> »	33
Figure 8 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson A appelé de Magill	34
Figure 9 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson A appelé de Lack	34
Figure 10 : Schématisation des circuits respiratoires de type Mapleson B et C	35
Figure 11 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson D avec tuyaux coaxiaux appelé circuit de Bain	35
Figure 12 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson E	35
Figure 13 : Photographie légendée d'une sonde endotrachéale en PVC	39
Figure 14 : Photographie légendée d'un débitmètre	43
Figure 15 : Exemple de machine (Moduflex® Coaxial) pour laquelle le système d'évacuation des gaz se branche différemment selon le circuit utilisé	45
Figure 16 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de pressurisation du circuit réinhalatoire	48
Figure 17 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de dépressurisation du circuit réinhalatoire	49
Figure 18 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de vérification de la libre mobilité des valves unidirectionnelles	50
Figure 19 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : test de pressurisation pour le circuit non-réinhalatoire de Bain	51
Figure 20 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : test de dépressurisation pour le circuit non-réinhalatoire de Bain	51
Figure 21 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : Test d'occlusion	52
Figure 22 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : Test de Pethick	53
Figure 23 : Les types de simulation existant dans le milieu de la santé d'après Granry et Moll, 2012	58
Figure 24 : Types de simulation présents au sein de la formation initiale vétérinaire à l'EnvA (parmi ceux décrits par Granry et Moll, 2012)	61
Figure 25 : Vue de l'espace personnel étudiant de la page Vetsims sur la plateforme type Moodle de l'EnvA appelée "Eve Alfort"	63
Figure 26 : Exemple d'en-tête d'une fiche support d'atelier pédagogique présentant le niveau de difficulté	64
Figure 27 : Barres de progression des étudiants disponibles pour les encadrants sur la plateforme Moodle de l'EnvA	64
Figure 28 : Badges attribués aux étudiants en fonction de leur progression sur les ateliers de simulation disponibles en salle Vetsims (Vermot des Roches, 2017)	65
Figure 29 : Photographie de la machine d'anesthésie Moduflex® Coaxial et du compresseur d'air Arebos 24L utilisés pour les ateliers du parcours pédagogique de simulation de préparation d'une anesthésie gazeuse	71

Figure 30 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche technique de l'atelier n°1 : Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie.....	71
Figure 31 : Exemple de cartons à disposition de l'étudiant et qu'il peut associer lors de l'atelier n°1 : « Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie »	72
Figure 32 : Photographie de la machine d'anesthésie présente en salle Vetsims légendée par des lettres permettant de situer les composants sur la machine (photographie utilisée pour les ateliers n°1 et 2)	72
Figure 33 : Exemple de présentation de la correction de l'atelier n°1 : « Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie »	73
Figure 34 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°2 : « Les différents tests à effectuer sur la machine »	73
Figure 35 : Exemple de cartons que l'étudiant doit associer pour l'atelier n°2 : « Les différents tests à effectuer sur la machine »	74
Figure 36 : Exemple de présentation de la correction de l'atelier n°2 « Les différents tests à effectuer sur la machine » associée à des explications résumées des tests à effectuer	74
Figure 37 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°3 : " Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush "	74
Figure 38 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°4 : Vérification du vaporisateur"	75
Figure 39 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°5 : Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation.....	75
Figure 40 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°6 " Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz"	76
Figure 41 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°7 " Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires"	76
Figure 42 : Mannequin de simulation procédurale pour l'apprentissage de la pose de cathéter sur la veine céphalique de l'avant-bras du chien	78
Figure 43 : Mannequin de simulation procédurale en silicone pour l'apprentissage de l'intubation endotrachéale du chat	78
Figure 44 : Vue du logiciel H5P permettant la conception de parcours pédagogiques interactifs en arborescence.....	79
Figure 45 : Première partie de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en <i>e-learning</i> du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse	81
Figure 46 : Suite de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en <i>e-learning</i> du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse	82
Figure 47 : Fin de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en <i>e-learning</i> du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse	83

Liste des tableaux

Tableau 1 : Classification du statut physiologique ASA (American Society of Anesthesiologist)	16
Tableau 2 : Autres considérations de facteurs de risques anesthésiques	17
Tableau 3 : Effets des halogénés sur les récepteurs aux neurotransmetteurs ou autres canaux ioniques d'après Stachnik, 2006	23
Tableau 4: Propriétés physico-chimiques des principaux anesthésiques volatils d'après Stachnik 2006 et Pang 2016.....	25
Tableau 5 : Facteurs faisant varier la MAC des halogénés d'après Pang, 2016	25
Tableau 6 : Effets secondaires et toxiques des halogénés en médecine vétérinaire.....	26
Tableau 7 : Recommandations théoriques de choix de la taille de sonde endotrachéale en fonction du poids de l'animal (Hughes, 2016)	40
Tableau 8 : Avantages et inconvénients du masque laryngé (Hughes, 2016).....	42
Tableau 9 : Programme d'enseignement de l'anesthésie lors du premier semestre de la quatrième année de formation initiale de l'étudiant vétérinaire	67

Liste des annexes

Annexe 1 : Check-list de contrôle de la sécurité de l'anesthésie établie par l'AVA à partir du modèle de la check-list de contrôle de la sécurité chirurgicale recommandée émise l'OMS	91
Annexe 2 : Check-list de vérification de la machine d'anesthésie proposée par la Société Française d'Anesthésie et de Réanimation (Otteni <i>et al.</i> , 2015)	93
Annexe 3 : Schématisation de l'effet Venturi	96
Annexe 4 : Poster affiché dans la salle de simulation « Vetsims » représentant les étapes du parcours pédagogique	97
Annexe 5 : Fiche n°1 du parcours pédagogique de simulation – Les composants de la machine d'anesthésie gazeuse	98
Annexe 6 : Fiche n°2 du parcours pédagogique de simulation – Les différents tests à réaliser sur la machine et leur chronologie	111
Annexe 7 : Fiche n°3 du parcours pédagogique de simulation – Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush	116
Annexe 8 : Fiche n°4 du parcours pédagogique de simulation – Vérification et entretien du vaporisateur	118
Annexe 9 : Fiche n°5 du parcours pédagogique de simulation – Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation	122
Annexe 10 : Fiche n°6 du parcours pédagogique de simulation – Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz	125
Annexe 11 : Fiche n°7 du parcours pédagogique de simulation – Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires	130
Annexe 12 : Fiche technique de l'atelier de simulation de pose de cathéter pré-existant à ce travail	142
Annexe 13 : Fiche technique de l'atelier de vérification de l'intégrité des sondes	147
Annexe 14 : Fiche technique de l'atelier de simulation de l'intubation endotrachéale préexistant à ce travail	149

Introduction

Initialement intégrée dans la pratique pour faciliter la contention, l'anesthésie est aujourd'hui au cœur de la médecine vétérinaire. Néanmoins, l'anesthésie reste essentiellement un moyen de faciliter les soins et cette considération peut parfois mener à des précautions lacunaires.

Mais l'évolution de la perception de la place l'animal au sein de la société exige un perfectionnement de nos techniques et de nos conceptions du soin pour s'approcher au mieux de la pratique de la médecine humaine. Bien que la formation des vétérinaires permette leur sensibilisation aux risques anesthésiques, avec une mise en exergue des effets secondaires délétères des molécules utilisées, de nombreuses sources de complications éventuelles persistent au sein des protocoles anesthésiques. Les complications ayant pour cause une erreur humaine se multiplient avec la complexification des protocoles et l'intégration chronique de nouvelles technologies. Ainsi, depuis une dizaine d'années, dans la médecine humaine comme en médecine vétérinaire, un intérêt tout particulier est porté aux étapes procédurales sources d'erreurs, qu'elles concernent les gestes techniques, la communication au sein de l'équipe de travail ou les vérifications du matériel. Cela nécessite l'élaboration de nouveaux outils avec par exemple la mise en place de check-lists détaillant toutes les étapes de préparation et de mise en œuvre des anesthésies, fournissant ainsi une aide cognitive permettant l'optimisation et la sécurisation des protocoles.

Dans cette dynamique de perfectionnement des pratiques avec notamment un objectif de réduction des risques et des erreurs humaines, la sensibilisation des étudiants vétérinaires aux sources d'erreurs et leur formation à l'utilisation des nouveaux outils conçus pour les éviter apparaît d'importance capitale. En outre, l'évolution de la médecine vétérinaire et de ses exigences s'accompagne d'une progression des méthodes de formation. De nouveaux types d'enseignement se développent, comme la simulation ou le *e-learning* (apprentissage en ligne). Depuis son apparition dans le domaine de l'aviation, la simulation a montré sa plus-value pédagogique en permettant un apprentissage kinesthésique pouvant être répété, sans risque pour les passagers ou ici pour le patient et ainsi en accord avec l'exigence « Jamais la première fois sur le patient » établie comme doctrine en médecine humaine comme vétérinaire réunies au sein du nouveau concept de « *One Health* » (« Une seule santé »). Cet outil pédagogique permet également de réduire le stress de l'apprenant, favorisant l'intégration des compétences cognitives et psychomotrices et son association avec l'apprentissage en *e-learning* permet à l'étudiant de faire la synthèse des connaissances théoriques en autonomie et avec plus de flexibilité dans l'organisation de son travail.

Aujourd'hui, l'enseignement de l'anesthésie à l'École nationale vétérinaire d'Alfort s'organise à partir de la quatrième année (cursus en vigueur depuis 2021) de la formation initiale, avec un enseignement théorique suivi par la mise en pratique, en cinquième année, lors des rotations cliniques. Cette transition est souvent perçue comme ardue par les étudiants.

Pour répondre à l'objectif d'enrichissement de la formation des vétérinaires pour améliorer la prévention des risques relatifs à la préparation des anesthésies gazeuses, nous exposerons tout d'abord les connaissances pharmacologiques, matérielles et organisationnelles permettant la mise en œuvre de protocoles sécuritaires de préparation d'anesthésies gazeuses. L'accent sera mis sur les vérifications de la machine d'anesthésie dont les dysfonctionnements s'avèrent être des causes fréquentes d'incidents. Nous proposerons ensuite un parcours pédagogique à destination des étudiants vétérinaires, permettant l'acquisition des compétences cognitives et kinesthésiques nécessaires, par l'utilisation de deux méthodes modernes d'apprentissage : la simulation et l'*e-learning*.

Première partie : Les évaluations pré-anesthésiques et l'anesthésie gazeuse en médecine vétérinaire

I. Risques anesthésiques et éléments à prendre en compte lors des évaluations pré-anesthésiques

Les risques de mortalité relatifs à l'anesthésie sont élevés en médecine vétérinaire en comparaison à la médecine humaine, une mortalité de 0,17% chez le chien et 0,24% chez le chat sont rapportés (Brodbelt *et al.*, 2008) contre une mortalité de 0,001% chez l'homme (Lienhart *et al.*, 2006). Les anesthésies humaines sont réalisées par des spécialistes ayant à leur disposition des technologies de pointes permettant le monitoring complet des fonctions vitales des patients. Les vétérinaires praticiens disposent d'une formation plus succincte et surveillent leurs anesthésies avec du matériel de moindre coût. Aussi, la surveillance visuelle des constantes vitales des animaux est généralement assurée par le chirurgien lui-même ou par une assistante spécialisée vétérinaire (ASV) seule, ne permettant pas la même qualité de surveillance et de réaction en cas de complication per-anesthésique qu'en médecine humaine.

Dans ce contexte et pour respecter ses obligations de sécurité, de soin et d'information, le vétérinaire se doit de connaître les facteurs de risques anesthésiques et de réaliser certaines évaluations pré-anesthésiques afin de prévoir tous les risques encourus relatifs à l'anesthésie et d'adapter sa prise en charge.

I.A. Risques relatifs à l'animal

I.A.1. Anamnèse et examen clinique

L'examen clinique et l'anamnèse sont les étapes clés dans l'évaluation du risque anesthésique pour l'animal. En effet, l'examen clinique permet d'apprécier différentes caractéristiques de l'animal qui lui attribueront un risque relatif notamment représenté par le statut ASA (American Society of Anesthesiologist) détaillé plus loin.

Autrement, il a été démontré que l'appréciation des vétérinaires résultant de l'examen clinique, peut être suffisante pour établir le risque que représente l'anesthésie pour l'animal et que les examens de laboratoires systématiques n'apportent pas d'avantage clinique ni de différence significative de prise en charge anesthésique (Alef *et al.*, 2008). En médecine humaine la Société Française d'Anesthésie et de Réanimation (SFAR) ne recommande les examens de laboratoires complémentaires qu'à partir d'un statut ASA III (Molliex *et al.*, 2012).

L'historique de l'animal est à prendre en compte notamment si l'animal a déjà subi des anesthésies, cela peut aussi fournir des informations sur la tolérance de l'animal aux molécules anesthésiques et permettre éventuellement une adaptation du protocole anesthésique.

L'anamnèse doit évidemment interroger la bonne mise à jeun de l'animal, certaines molécules anesthésiques ayant un pouvoir émétique. Des vomissements ou des nausées peuvent survenir dans les 2h suivant l'anesthésie dans 12% des cas. Ce risque est majoré par des critères intrinsèques à l'animal comme l'appartenance à une race brachycéphale ou du type d'intervention avec par exemple les chirurgies gastro-intestinales qui engendrent un risque 11 fois plus élevé de survenue de nausée ou de vomissement chez le chien (Davies *et al.*, 2015). Il faudra alors tenir compte de ces informations pour adapter la prise en charge anesthésique (ajout de molécules antiémétiques au protocole anesthésique, précautions à l'extubation etc.).

I.A.2. Statut ASA

L'examen clinique permet également de déterminer le statut ASA, du nom de l'organisation en étant à l'origine soit la société américaine des anesthésiologistes (*American Society of Anesthesiologist*), qui est relatif à une classification initialement établie pour la médecine humaine et statuant sur le risque de mortalité imputable à l'anesthésie (voir tableau 1).

Tableau 1 : Classification du statut physiologique ASA (*American Society of Anesthesiologist*)

Statut ASA	Définition
I	Patient en bonne santé ou présentant une affection localisée sans répercussion systémique
II	Patient présentant une atteinte systémique modérée non invalidante
III	Patient présentant une atteinte systémique sévère avec atteinte d'une grande fonction mais non invalidante
IV	Patient présentant une atteinte systémique sévère d'une grande fonction et engageant le pronostic vital en l'absence de traitement
V	Patient moribond, le pronostic vital ne dépasse pas les 24h sans intervention
E	Urgence absolue

Depuis, l'application à la médecine vétérinaire a été confirmée (Brodgelt *et al.*, 2007 ; Matthews *et al.*, 2017 ; Portier et Ida, 2018). Dans la méta-analyse de Portier et Ida publiée en 2018 et réalisée sur les articles de 14 études rétrospectives et prospectives, cas témoin et de cohorte, les résultats combinés mettent en évidence le lien fort entre le statut ASA de l'animal et les risques de complication ou de mortalité relatifs à l'anesthésie avec une faible hétérogénéité entre les études. Il apparaît que les chiens avec un statut ASA supérieur ou égal à III présentent en moyenne 4,73 fois plus de risques de mortalité due à l'anesthésie que les chiens présentant un statut ASA inférieur à III. Ce risque relatif peut atteindre 8,95 lors d'un suivi des chiens post-anesthésie étendu à 48h. Chez le chat, toutes études combinées, les chats présentant un statut ASA supérieur ou égal à III présente 4,83 plus de risque de mortalité due à l'anesthésie que les chats au statut ASA inférieur à III. Aussi, le risque d'hypothermie per-anesthésie chez les chiens et les chats confondus et présentant un statut ASA supérieur ou égal à III est 2,34 fois plus élevé que pour les chiens et chats au statut ASA inférieur à III.

Il est à prendre en compte que les chiens brachycéphales du fait des anomalies anatomiques typique de ces races, sans autre affection concomitante, sont classés ASA II (Downing et Gibson, 2018).

D'autres caractéristiques peuvent augmenter les risques anesthésiques, celles-ci sont présentées dans le tableau 2.

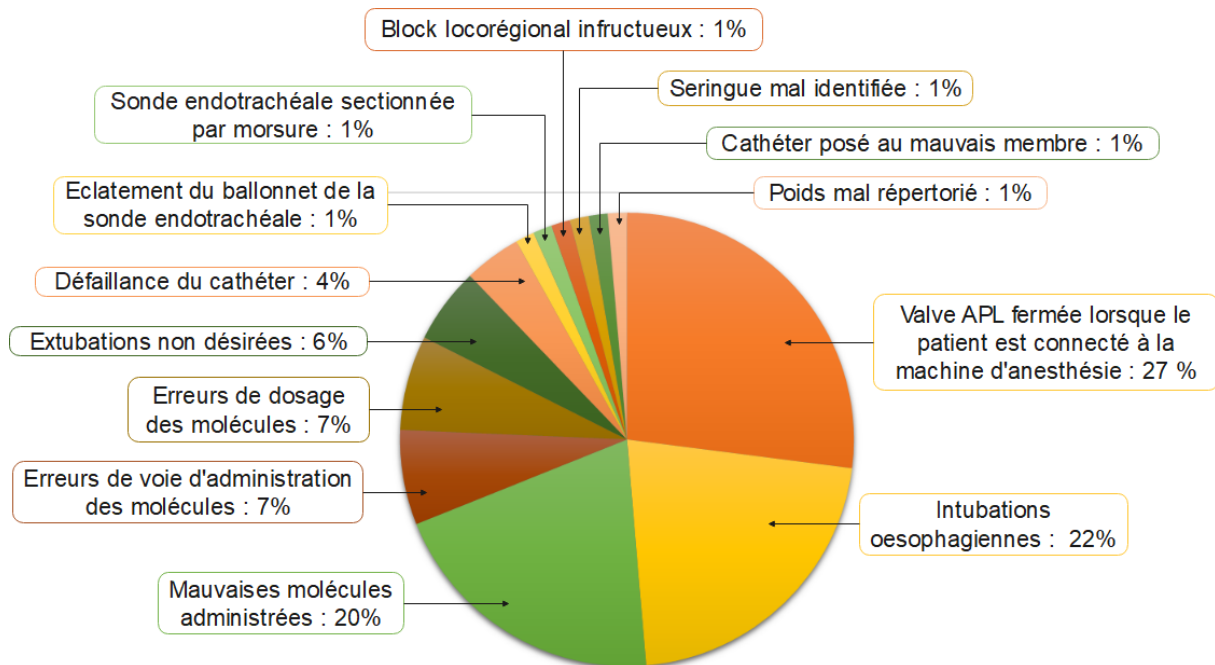
Tableau 2 : Autres considérations de facteurs de risques anesthésiques

Facteurs de risque	Risque augmenté	Justification
Espèce		
<u>Chats</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Risque de décès augmenté 	Conclusion discutée car : - Plus faible masse corporelle - Examens cliniques moins approfondis (Matthews <i>et al.</i> , 2017)
Races		
<u>Chiens de races Toy</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypothermie • Autres complications 	Plus faible masse corporelle ⇒ <u>Difficultés à l'intubation et à la pose de cathéter</u> (Clarke et Hall, 1990)
<u>Chiens de race prédisposée à la mutation MDR1</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Sensibilité à certaines molécules anesthésiques : <ul style="list-style-type: none"> ○ Acépromazine ○ Butorphanol 	Mutation du gène MDR1 qui code pour une glycoprotéine P (transporteur membranaire) permettant l'élimination de toxiques ici dysfonctionnelle (Posner, 2016)
<u>Chiens de races brachycéphales</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypoxie • Hyperthermie • Pneumonies par inspiration 	Syndrome obstructif respiratoire des races brachycéphales (SORB) : détresse respiratoire due à des anomalies anatomiques primaires (voile du palais long et épais, sténose des narines, éversion de la muqueuse des ventricules laryngés, collapsus trachéal et collapsus laryngé). ⇒ Moins bonnes oxygénation ⇒ Efforts respiratoires <ul style="list-style-type: none"> ➢ Hyperthermie ➢ Pression intra-thoracique négative ➔ Reflux gastriques (Downing et Gibson, 2018)
Age (Brodbelt <i>et al.</i> , 2008)		
<u>Patients pédiatriques (< 3 mois)</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypothermie • Surdosages en anesthésiques • Réveil prolongé 	Plus faible masse corporelle Mauvaise capacité de thermorégulation Organes incomplètement développés : ⇒ Activités métaboliques réduites Faible masse grasseuse : ⇒ Moins bonne distribution des molécules anesthésiques
<u>Patients gériatriques (75 à 80% de l'espérance de vie)</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypothermie • Surdosages en anesthésiques • Réveil prolongé 	Mauvaise capacité de thermorégulation Organes défaillants : ⇒ Activité métabolique réduite Faible masse grasseuse : ⇒ Moins bonne distribution des molécules anesthésiques
Poids		
<u>Maigreur</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypothermie 	Faible masse corporelle (Brodbelt <i>et al.</i> , 2007)
<u>Obésité</u>	<ul style="list-style-type: none"> • Hypoxie • Surdosages en anesthésiques • Réveil prolongé 	Capacités respiratoires et cardiovasculaires réduites Défaillance organique par infiltration grasseuse des tissus (Brodbelt <i>et al.</i> , 2008) Liposolubilité des anesthésiques volatils ⇒ Pourcentage délivré plus important (Brodbelt <i>et al.</i> , 2007)

I.B. Relatifs au vétérinaire et au matériel

Bien que la pharmacologie de l'anesthésie soit une cause reconnue de risque d'incident, il a été mis en évidence qu'environ 70% des décès de patients lors d'une anesthésie sont dues à des erreurs humaines (Clarke et Hall, 1990 ; Hofmeister *et al.*, 2014) avec des facteurs humains individuels ou de travail en équipe dans respectivement 70,7% et 62,1% des causes d'incidents (McMillan et Lehnus, 2018). Sans que la fréquence exacte d'apparition de ces erreurs ait été déterminée, il a été mis en évidence que les erreurs les plus fréquemment rencontrées sont des erreurs d'administration des molécules, des erreurs procédurales (poses de cathéter ou intubations mal réalisées) ou à des vérifications insuffisantes du matériel empêchant la correction de dysfonctionnement matériels affectant le plus souvent la machine d'anesthésie (défaut fréquent d'ouverture de la valve APL (*Adjustable pressure-limiting*) lorsque le patient est connecté à la machine) (Hofmeister *et al.*, 2014 ; McMillan et Lehnus, 2018). La figure 1 représente des pourcentages de survenue de ces erreurs dans l'étude de Hofmeister *et al.* réalisée à petite échelle qui sont mentionnés uniquement à titre indicatif.

Figure 1 : Représentation de la fréquence de survenue d'incidents anesthésiques d'après l'étude de Hofmeister *et al.*, 2014



I.B.1. Réalisation de l'examen clinique

L'absence d'examen clinique approfondi est un facteur de risque relatif à l'anesthésie et est davantage rapportée pour l'anesthésie du chat, rendant cette espèce plus à risque de décès relatifs à l'anesthésie (Matthews *et al.*, 2017). Certains auteurs évoquent alors l'importance des approches dites « cat-friendly » permettant de réduire le stress de l'animal et ainsi la réalisation de l'examen clinique. La réduction du stress infligé à l'animal procure d'autres avantages. Par exemple, en médecine humaine où il est plus aisé d'évaluer l'anxiété (bien que toujours subjective), un état anxieux provoque un besoin d'augmentation de la dose d'anesthésique nécessaire à l'induction, ainsi qu'une augmentation de la durée entre l'injection, la sédation et le temps de réveil (Yilmaz Inal *et al.*, 2021). En médecine vétérinaire, une étude récente a montré des résultats similaires en mettant en évidence que la réduction du stress dû au transport du domicile à la clinique permet de réduire le temps nécessaire à

atteindre un état de sédation, ainsi que la quantité de propofol nécessaire à l'intubation (Argüelles *et al.*, 2021).

Par conséquent, réduire le stress de l'animal peut être un moyen de faciliter la réalisation de l'examen clinique mais aussi de réduire les doses d'anesthésiques administrés et ainsi de limiter les risques per-anesthésiques.

I.B.2. Pose de la sonde endotrachéale

Les erreurs d'intubations sont une cause fréquente de complications anesthésiques (Hofmeister *et al.*, 2014). Une intubation incorrectement réalisée peut avoir des conséquences délétères comme une intubation œsophagienne, des traumatismes ou de l'œdème de la trachée qui peuvent entraîner des complications voire des décès suite à l'anesthésie. Ceci est plus particulièrement vrai chez le chat qui présente une trachée plus fragile et plus sujette au traumatismes, aux spasmes et aux œdèmes que celle d'autres espèces (Brodelt *et al.*, 2007), et chez les chiens brachycéphales, pour lesquels l'intubation est souvent plus délicate compte tenu des anomalies anatomiques fréquentes des voies respiratoires supérieures.

I.B.3. Pose du cathéter intraveineux

La vérification de la bonne position du cathéter en intraveineux est indispensable pour s'assurer de la bonne administration des molécules anesthésiques et thérapeutiques et de l'éventuelle fluidothérapie. Comme mentionné plus haut, pour les animaux de petit gabarit la pose de cathéter peut être délicate et il faudra alors adapter la prise en charge anesthésique (Clarke et Hall, 1990).

I.B.4. Risques relatifs à la machine d'anesthésie

Il existe des risques directement imputables à un mauvais fonctionnement de la machine ou à une mauvaise vérification de celle-ci par le vétérinaire. Par exemple, l'erreur la plus fréquente, notamment en milieu universitaire, est un défaut d'ouverture de la valve APL lors de l'anesthésie représentant, dans l'étude de Hofmeister *et al.* de 2014, 27% des incidents anesthésiques (voir figure 1). Les vérifications à réaliser sur la machine d'anesthésie et permettant la réduction des incidents relatifs à celle-ci sont développées dans les paragraphes traitant des vérifications pré-anesthésiques à réaliser sur la machine.

II. Intérêt des check-lists dans la limitation des risques

« *Errare humanum est, perseverare diabolicum* », « l'erreur est humaine, la persévérance (dans l'erreur) est diabolique » dit la maxime. Pour limiter les erreurs humaines dans les métiers à risques, les erreurs les plus fréquentes ont été identifiées et les check-lists ont été choisies comme support pour permettre la prévention de ces erreurs. En effet les check-lists constituent une aide cognitive systématisée permettant de pallier aux défauts de mémoire et d'attention des professionnels pouvant mener à des incidents.

II.A. Le concept de la check-list est introduit par le domaine de l'aviation

Le concept de la check-list est apparu en 1935 suite au crash d'un bombardier survenu seulement quelques secondes après son décollage, lors d'un test effectué par Boeing, et ayant mené au décès des deux pilotes. Le comité d'analyse Boeing a rapidement conclu que l'accident était dû à un oubli d'un des pilotes (absence de levée du système de blocage, rendant ainsi le pilotage impossible). Le groupe d'étude conclut aussi qu'avec le

développement d'avions de plus en plus complexes, il n'était plus possible de ne se fier qu'à la mémoire des pilotes et a ainsi créé le concept de la check-list pour répertorier les vérifications indispensables et vitales à réaliser avant le décollage (Ludders et McMillan, 2017). Depuis, l'erreur humaine dans le domaine de l'aviation a été particulièrement étudiée et l'utilisation de check-lists systématisée.

La check-list est donc une liste écrite de tâches à réaliser, chaque grande étape d'un processus y est référencée et doit être cochée pour pouvoir poursuivre. C'est par conséquent un aide-mémoire et un outil de partage d'information permettant par ailleurs une traçabilité de la réalisation des protocoles (Hofmeister *et al.*, 2014 ; McMillan, 2014a).

II.B. Application au domaine médical

Les erreurs médicales sont fréquentes en médecine humaine comme en médecine vétérinaire. La Haute Autorité de Santé (HAS) rapporte que dans les pays développés, sur toutes les complications per et post-opératoires seule la moitié sont inévitables. Alors en 2009, l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) lance le programme « Safe Surgery Saves Lives » (La chirurgie sûre sauve des vies) avec comme support, une check-list de contrôle de la sécurité chirurgicale et anesthésique et son manuel d'utilisation. Cette check-list est divisée en 3 grandes parties :

1. « Avant l'induction de l'anesthésie » ;
2. « Avant l'incision de la peau » ;
3. « Avant que le patient quitte la salle d'opération » (WHO Patient Safety et World Health Organization, 2009).

Cette check-list inclue également des items concernant la communication orale, pour formaliser la transmission de certaines informations clés entre les membres des équipes de travail. En effet, les défauts de communication peuvent mener à des erreurs médicales (Hofmeister *et al.*, 2014 ; McMillan, 2014a), et l'amélioration de la communication permet une réduction significative de la mortalité (Treadwell *et al.*, 2014).

En médecine vétérinaire, une check-list et son mode d'emploi ont été créés par l'association des vétérinaires anesthésistes (Association of Veterinary Anesthetists (AVA)) (voir l'annexe 1) sur le modèle de la check-list établie par l'OMS. Les objectifs de la check-list émise par l'AVA sont de :

- « Décrire une manière et un ordre approprié de réalisation des étapes clés du processus d'anesthésie ;
- Renforcer les pratiques reconnues comme sûres en assurant la réalisation des étapes de sécurité critique avant la réalisation des étapes suivantes du processus d'anesthésie ;
- Améliorer le travail en équipe et la communication pendant le processus anesthésique » (McMillan, 2014b).

II.B.1. Intérêt de la check-list

Depuis la diffusion de la check-list établie par l'OMS, la HAS a fait réaliser, en 2012, une étude de l'application et de la perception de celle-ci par les professionnels de santé. Celle-ci révèle à travers les questionnaires que les professionnels ont jugé positivement la mise en place de cette check-list (« oui » 6 centres sur 9 « plutôt oui » 3 centres) et qu'elle a parfois mené à l'annulation l'intervention en révélant des anomalies (par exemple par défaut de matériel ou pour cause de dossier incomplet) (GCS EPSILIM et Haute Autorité de santé (HAS), 2012).

La check-list de l'OMS a permis la réduction de la mortalité de 1,5% à 0,8% (soit de 47%) (Treadwell *et al.*, 2014). Par ailleurs, l'article de Hofmeister *et al.* de 2014, qui étudie les erreurs humaines au sein du service d'anesthésie d'un hôpital universitaire vétérinaire soulève que l'ajout d'item dans la check-list préalablement établie permet une réduction plus significative du nombre d'erreur que la modification des protocoles.

II.B.2. Limite de la check-list

L'étude de 2012 sur l'application de la check-list par les professionnels de santé révèle que la check-list, perçue par 54 % des professionnels comme un document administratif supplémentaire à remplir, n'est pas suivie à la lettre (avec par exemple seule 38% des interventions comportant le temps de pause recommandé avant l'induction) et que les professionnels de santé y ajoutent souvent des check-lists personnelles, la jugeant incomplète ou inadaptée (GCS EPSILIM et Haute Autorité de santé (HAS), 2012).

Ainsi, l'élaboration de la check-list concernant la sécurité du patient au bloc opératoire se poursuit. Suite au retour des professionnels de santé en 2012, elle a été réédictée par la HAS en 2018.

Comme cela a été soulevé par la HAS lors de son rapport de 2012, ce sont souvent des défauts de formation qui mènent à de mauvaises mises en œuvre de la check-list et ainsi aux persistance des erreurs humaines identifiées.

III. Les anesthésiques volatils en médecine vétérinaire

Les paragraphes suivants sont dédiés à l'explication des grands concepts de l'anesthésie gazeuse et du fonctionnement de la machine, ces connaissances étant indispensables à la réalisation d'anesthésies gazeuses efficaces et à la mise en œuvre des protocoles anesthésiques garantissant la sécurité de l'animal.

III.A. Place de l'anesthésie volatile dans l'histoire de l'anesthésie vétérinaire et dans l'anesthésie moderne

L'histoire de l'anesthésie est relativement récente et débute avec l'anesthésie volatile en médecine humaine avec une première démonstration d'utilisation de l'éther pour réduire la douleur per-anesthésique, à l'université générale du Massachusetts en octobre 1846. Très vite, des démonstrations de l'utilité du chloroforme sont également réalisées. C'est ensuite en 1852, que la preuve de l'efficacité de l'utilisation de l'éther pour l'anesthésie des animaux est réalisée par Flourens à l'Académie des sciences. Puis après l'engouement pour les anesthésiques injectables notamment avec l'apparition des barbituriques, de nouveaux anesthésiques volatils, les dérivés halogénés, font leur apparition dans les années cinquante relançant l'intérêt pour l'anesthésie gazeuse.

Dans un premier temps, l'anesthésie vétérinaire a pour objectif principal l'immobilité de l'animal puis, naît le concept de l'anesthésie moderne sur le modèle de l'anesthésie humaine fondée sur trois piliers :

- Prévenir la douleur ;
- Atteindre une immobilité et une myorelaxation suffisante et adaptée à la réalisation des actes vétérinaires ;
- Permettre la perte de conscience et l'amnésie.

L'ensemble de ces éléments devant évidemment se faire sans mise en danger de l'animal pendant et après l'intervention.

Par ailleurs, on aborde l'anesthésie moderne en trois temps : la prémédication, l'induction et la maintenance de l'anesthésie. La prémédication permet de préparer l'anesthésie en réduisant les doses d'anesthésiques nécessaires pour l'induction. L'induction permet la perte de conscience et donc l'atteinte de la narcose et la maintenance permet de conserver l'état de narcose pendant la durée de l'intervention. Les dérivés halogénés étant très efficaces concernant la narcose et la myorelaxation par des mécanismes détaillés ci-après, ce sont les principaux agents de maintenance utilisés lors d'anesthésies vétérinaires. En effet, leur administration par voie respiratoire permet une administration en continu et donc de maintenir un état d'équilibre (*steady-state*). Cela permet donc de s'affranchir des oscillations de concentrations plasmatiques en anesthésiques lors d'administration par boli par exemple.

Les anesthésiques halogénés utilisés en pratique sont le desflurane, le sévoflurane et le plus répandu en médecine vétérinaire est l'isoflurane. L'halothane et l'enflurane sont disponibles sur le marché mais très peu fréquemment utilisés notamment du fait de leurs effets secondaires connus.

III.B. Présentation des anesthésiques volatils modernes

Pour la maintenance de l'anesthésie, ce sont les anesthésiques volatils qui sont le plus fréquemment utilisés, notamment dans le cas d'interventions de moyennes à longues durées du fait de leur effet narcotique et myorelaxant avec une action rapide et une bonne qualité de réveil. Les halogénés permettent alors de répondre aux objectifs de l'anesthésie en immobilisant l'animal. Néanmoins, les halogénés ne disposent pas de propriétés analgésiques et seront alors utilisés en association avec d'autres molécules.

III.B.1. Effets des composés halogénés

Les anesthésiques volatils halogénés sont connus pour agir en activant ou inhibant certaines activités synaptiques par action sur les récepteurs de certains neurotransmetteurs ou canaux ioniques (voir tableau 3) (Stachnik, 2006). À nouveau, les halogénés sont de manière générale efficaces pour la myorelaxation et la narcose. Ils n'ont pas d'action analgésique.

Tableau 3 : Effets des halogénés sur les récepteurs aux neurotransmetteurs ou autres canaux ioniques d'après Stachnik, 2006

Récepteurs ou canaux ioniques	Processus physiologique affecté	Effet
Récepteurs post-synaptiques inhibiteurs des canaux ioniques ligand-dépendants :		
Récepteurs GABA _A	Effet anxiolytique, sédatif, amnésique, myorelaxant et anticonvulsivant	Activation
Récepteurs de la glycine	Récepteur inhibiteur des réflexes spinaux et réponse de sursaut	Activation
Récepteurs synaptiques activateurs des canaux ioniques ligand-dépendants :		
Récepteurs neuronaux nicotiques cholinergiques	Mémoire de la nociception, fonctions autonomes	Inhibition
Récepteurs sérotoninergiques de type 3	Eveil, vomissements	Inhibition (faible)
Récepteurs au glutamate	Perception, mémoire, apprentissage, nociception	Inhibition
Autres canaux ioniques :		
Canaux potassiques voltage-dépendants	Conduction nerveuse, potentiels d'action cardiaques	Inhibition faible ou sans effet
Canaux sodiques voltage-dépendants	Conduction nerveuse, potentiels d'action cardiaques	Inhibition (faible)
Canaux calciques voltage-dépendants	Inotropes et chronotropes positifs, tonus vasculaire	Inhibition (faible)

III.B.2. Notion de MAC

La concentration alvéolaire minimale (MAC) correspond à la concentration de vapeur d'anesthésique volatil dans les alvéoles pulmonaires nécessaire pour que 50% des patients soient privés de réaction motrice lors de l'incision chirurgicale.

La MAC est exprimée en pourcentage volumique. Par exemple, la MAC de l'isoflurane est de 1%. Cela signifie que pour 100mL de volume total alvéolaire, il faut 1mL d'isoflurane pour atteindre l'objectif décrit ci-dessus.

La MAC est inversement proportionnelle à la solubilité de l'agent volatil dans la graisse, à sa puissance et à sa durée d'action (Pang, 2016).

III.B.3. Notion de coefficient de partage sang/gaz

Le coefficient de partage sang/gaz représente la capacité du sang à absorber l'anesthésique volatil. Il s'exprime sous la forme d'un rapport entre la concentration sanguine et dans l'air alvéolaire de l'anesthésique considéré. Ainsi, plus le coefficient de partage d'un anesthésique est élevé plus le sang est capable de dissoudre une grande quantité d'anesthésique par rapport au gaz alvéolaire. Les molécules ayant le plus faible coefficient de partage entre le sang et le gaz atteignent donc l'équilibre des concentrations entre l'air alvéolaire et le sang plus rapidement que celles ayant un coefficient plus élevé. Cela signifie donc que ces molécules présentent un délai d'effet plus court après le début de l'administration. De la même façon, en fin d'anesthésie, lorsqu'on n'administre plus d'anesthésique halogéné, l'équilibre entre le sang et le gaz se fait d'autant plus rapidement que le coefficient de partage sang/gaz est bas. Ce qui signifie que ces molécules sont éliminées plus rapidement.

On recherche donc principalement à utiliser les molécules présentant un coefficient de partage sang/gaz le plus faible possible (comme le Desflurane ou le Sévoflurane) car elles présentent une plus grande vitesse d'action, permettent un meilleur contrôle de la profondeur anesthésique lors de la phase d'entretien et présentent une élimination plus rapide en fin d'anesthésie (Stachnik, 2006).

III.B.4. Notion de coefficient de partage huile/gaz

La distribution au système nerveux central de ces molécules impose le passage de la barrière hémato-encéphalique qui est une barrière liposoluble. Afin de caractériser la liposolubilité de ces molécules, on utilise la notion de coefficient de partage huile/gaz qui représente la répartition des concentrations dans l'huile et dans le gaz d'une molécule donnée. Lorsque ce rapport est élevé, la liposolubilité de l'anesthésique est plus élevée et la distribution au système nerveux central se fait mieux. Ainsi, les molécules possédant un coefficient de partage huile/gaz élevé agissent à plus faible concentration plasmatique et présentent donc une meilleure puissance anesthésique, ce qui se traduit par une valeur de MAC plus faible que les molécules présentant un faible coefficient de partage huile/gaz (Guo *et al.*, 2014).

III.B.5. Les différents anesthésiques volatils utilisés en médecine vétérinaire

Les anesthésiques volatils sont pour la plupart sous forme liquide à température ambiante. Ils sont utilisés pour le maintien de l'anesthésie et/ou pour induction de l'anesthésie.

Les différents halogénés sur le marché et leurs caractéristiques (MAC et coefficients de partage sang/gaz) sont référencés dans le tableau 4.

Tableau 4: Propriétés physico-chimiques des principaux anesthésiques volatils d'après Stachnik, 2006 et Pang, 2016

Agent	Halogène	MAC (%) chez le chat	MAC (%) chez le chien	Coefficient de partage sang/gaz	Coefficient de partage huile/gaz
Ether	Non	Non connue	Non connue	Non connu	Non connu
N ₂ O	Non	255	188-222	0,47	1,4
Halothane	Fluor, Chlore	1,04	0,87	2,4	224
Enflurane	Fluor, Chlore	2,37	2,06	2,0	96
Isoflurane*	Fluor	1,7	1,3	1,4	98
Desflurane*	Fluor	9,8	7,6	0,42	19
Sévoflurane*	Fluor	3,0	2,3	0,69	47

*Agent anesthésique utilisé actuellement en France

Néanmoins, la valeur de la MAC est une valeur théorique pour des conditions physiologiques considérées comme normales et hors association avec d'autres molécules anesthésiques, les facteurs pouvant faire varier la MAC sont référencés dans le tableau 5.

Tableau 5 : Facteurs faisant varier la MAC des halogénés d'après Pang, 2016

Facteurs provoquant une augmentation de la MAC
<ul style="list-style-type: none"> • Hyperthermie • Catécholamines/sympathomimétiques (ex : éphédrine) • Hyperthyroïdisme • Hypernatrémie
Facteurs provoquant une diminution de la MAC
<ul style="list-style-type: none"> • Hypothermie • Hypoxémie • Hypercapnie sévère (pression partielle en CO₂ d'environ 95 mmHg) • Molécules provoquant une dépression du système nerveux central : <ul style="list-style-type: none"> - Sédatifs (médétomidine, dexmédétomidine) - Agents anesthésiques injectables • Molécules analgésiques (morphine, méthadone, fentanyl et bupivacaïne en épidurale) • Gestation • Patient gériatrique • Hypotension • Hypothyroïdisme

III.B.6. Effets secondaires et toxicité

Les agents halogénés provoquent des effets secondaires communs plus ou moins marqués selon l'halogéné. Ces effets secondaires ou toxiques sont détaillés dans le tableau 6.

Tableau 6 : Effets secondaires et toxiques des halogénés en médecine vétérinaire

Toxicités	Halogénés responsables	Effets
Néphrotoxicité	Sévoflurane	<ul style="list-style-type: none"> • Production de fluorure inorganique lors de la métabolisation (effet discuté) (Reichle <i>et al.</i>, 2002). • Production de composé A (« <i>Compound A</i> ») lors de contact du sévoflurane avec la chaux sodée. Cette production est limitée par l'utilisation d'un débit de gaz frais approprié (Pang, 2016)
Hépatotoxicité	Tous les halogénés (isoflurane et sévoflurane moins à risque)	<ul style="list-style-type: none"> • Effet direct : Dysfonctionnement hépatocellulaire limitant la métabolisation des molécules anesthésiques • Effet indirect : Réduction de la perfusion hépatique par dépression cardiovasculaire (Pang, 2016)
Atteintes cardiovasculaires *	Tous les halogénés Desflurane	<ul style="list-style-type: none"> • Action sur de nombreux paramètres cardiovasculaires dont résulte une hypotension • Tachycardie (lorsqu'il est inhalé en concentration trop importante et trop rapidement) (Pang, 2016)
Atteintes respiratoires *	Tous les halogénés (Sévoflurane et desflurane moins à risque)	<ul style="list-style-type: none"> • Relaxation musculaire (dont le diaphragme), diminution du chémoréflexe respiratoire (sensibilité au CO₂ diminuée) et inadéquation entre les zones ventilées et perfusées du tissu pulmonaire provoquant une hypoventilation et une hypercapnie. (Un arrêt respiratoire peut résulter de l'utilisation d'agent halogéné pour un pourcentage d'environ 2,5xMAC pour l'isoflurane et 3xMAC pour le sévoflurane)
	Sévoflurane et isoflurane	<ul style="list-style-type: none"> • Bronchodilatation (effet secondaire pouvant être recherché pour les patients à risque de bronchospasmes (exemple : chats) (Pang, 2016)
	Isoflurane >> sévoflurane	<ul style="list-style-type: none"> • Inflammation de la muqueuse des voies respiratoires (Stachnik, 2006)
Neurotoxicité	Isoflurane et sévoflurane Sévoflurane > isoflurane Desflurane > Sévoflurane et isoflurane	<ul style="list-style-type: none"> • Augmentation du volume sanguin cérébral • Préservation de la perfusion cérébrale chez les chiens sains • Vasodilatation cérébrale (éviter le desflurane pour les patients ayant une pression intracrânienne augmentée)(Pang, 2016)
Autre toxicité	Tous les halogénés	<ul style="list-style-type: none"> • Hyperthermie maligne pour les patients présentant une mutation sur le gène codant pour les canaux calciques. Cette mutation est connue chez le chien et le porc (O'Brien <i>et al.</i>, 1990).

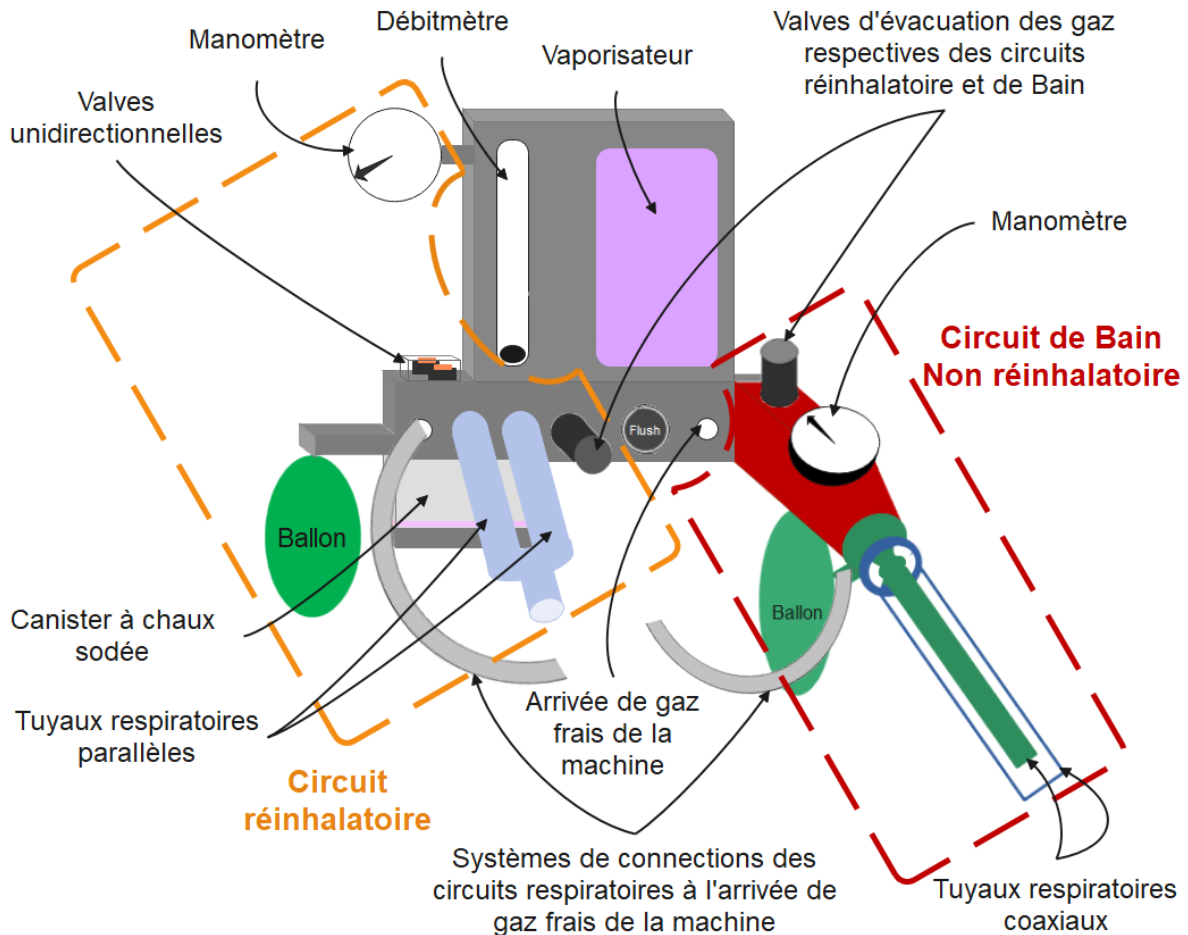
* Effets dose-dépendants : peuvent être limités par l'association des halogénés avec d'autres molécules anesthésiques (voir tableau 5 pour information sur les molécules diminuant la MAC des halogénés)

IV. Fonctionnement de la machine d'anesthésie

La présente partie expose le fonctionnement de la machine d'anesthésie et de ses composants, et permettra la compréhension des étapes de vérification de ceux-ci détaillées par la suite.

La figure 2 présente une schématisation légendée de la machine d'anesthésie qui sera utilisée pour la suite des illustrations de ce manuscrit et des enseignements fournis aux étudiants.

Figure 2 : Schématisation de la machine d'anesthésie sur le modèle de la machine Moduflex® Coaxial



IV.A. Source de gaz frais

IV.A.1. Type de gaz et code couleur conventionnel en Europe

Il existe différents gaz utilisés en anesthésie humaine. Néanmoins, en médecine vétérinaire, c'est essentiellement l'oxygène ou l'air médical qui seront utilisés.

Il existe un code couleur (figure 3) permettant d'identifier le gaz délivré par une source. En Europe, l'oxygène est représenté en blanc alors que par exemple, en Amérique du nord l'oxygène est représenté en vert. Lors d'un changement de lieu d'exercice il convient ainsi de prendre en compte ces différences de convention (Alibhai, 2016).

Figure 3 : Représentation du code couleur conventionnel des gaz médicaux (Alibhai, 2016)



IV.A.2. Bouteille d'oxygène

Les bouteilles d'oxygène les plus communément utilisées contiennent de l'oxygène comprimé à une pression de 14 bars. Ces bouteilles existent sous différentes tailles classées de A à J.

Ces bouteilles doivent être stockées à distance de tout matériau inflammable ou générant de la chaleur, dans une pièce appropriée conçue avec des matériaux ignifugés et n'étant pas sujette à des variations extrêmes de température,

Les bouteilles disposent de valves empêchant la perte des gaz contenus en l'absence de déverrouillage manuel (celui-ci s'effectuant par rotation dans le sens antihoraire seulement après raccordement à la machine). Il ne faut jamais lubrifier les valves, les lubrifiants à base d'huile contenant du carbone sont ainsi combustibles et pourraient mener à une explosion.

Les embouts de raccordement sont spécifiques du gaz contenu pour éviter tout raccordement à une arrivée de gaz frais de la machine destinée à un autre gaz que celui contenu dans la bouteille (Alibhai, 2016).

IV.A.3. Concentrateur d'oxygène

Ces appareils permettent de séparer l'oxygène de l'air. Le pourcentage maximum d'oxygène dans le gaz obtenu est de 95% du volume. La plupart des appareils permettent de distribuer l'oxygène à un débit entre 0,1 et 10L par minute. Lorsqu'ils sont utilisés avec un circuit respiratoire réinhalatoire, il faut utiliser un débit légèrement supérieur au débit souhaité pour limiter l'accumulation d'argon (Alibhai, 2016).

IV.A.4. Les vaporisateurs isolés sous vide pour les grands hôpitaux vétérinaires

Quand la consommation d'oxygène par une structure vétérinaire est très importante, le système le plus économique consiste en l'utilisation de vaporisateur sous vide appelés VIE (Vacuum-insulated evaporator). Les VIE se composent de bouteilles de grande contenance pour de l'oxygène sous forme liquide (température de -183°C et 1000kPa), raccordées à un collecteur et à un vaporisateur permettant la vaporisation de l'oxygène et sa détente à 400 kPa (un volume d'oxygène liquide à une température ambiante de 15°C correspond à 842 volumes de gaz). L'oxygène circule ensuite dans le bâtiment, dans des canalisations en cuivre jusqu'à des prises murales permettant le branchement des machines d'anesthésie (Alibhai, 2016).

IV.B. Débitmètre

Le débitmètre est la valve finale permettant la dernière réduction de pression du gaz frais acheminé vers l'animal. En médecine vétérinaire les débitmètres se contrôlent manuellement et permettent de délivrer un débit inférieur à 1L/min avec un débit minimum de 100mL/min. Les débitmètres sont eux aussi spécifiques du gaz frais utilisé (Alibhai, 2016).

IV.C. Bouton flush

Le bouton flush permet d'injecter le gaz frais avec un débit élevé de 30 à 70 L/min, avec une pression de 400 kPa, en court-circuitant le vaporisateur et le débitmètre. Il ne faut jamais utiliser le bouton flush sur un circuit branché à l'animal, cela l'exposerait à un barotraumatisme pulmonaire sévère.

IV.D. Vaporisateur

Le vaporisateur est au cœur de la révolution de l'anesthésie volatile moderne et est apparu avec la mise sur le marché de l'halothane dans les années cinquante. L'enjeu de l'anesthésie volatile ayant motivé sa conception est essentiellement la volonté de contrôle de la quantité d'anesthésique distribuée au patient.

Les vaporisateurs sont spécifiques d'un agent anesthésique volatil. Les bouteilles contenant les anesthésiques volatils disposent d'embout de type clé-serrure ne s'adaptant qu'à un vaporisateur adapté à l'agent (figure 4) afin d'éviter toute erreur de remplissage.

Figure 4 : Photographie du système clé-serrure de la bouteille contenant l'isoflurane



IV.D.1. Types de vaporisateurs

- A- Les vaporisateurs « *Out-circuit* » (« en dehors du circuit ») : l'agent volatil peut être vaporisé et dilué dans du gaz frais par deux manières possibles :
1. Diviser le flux de gaz frais pour que seule une partie passe dans le vaporisateur et entre ainsi en contact avec l'anesthésique volatil. L'autre partie court-circuite le vaporisateur. On parle de vaporisateurs Plenum.
 2. Injecter directement l'anesthésique volatil dans le gaz frais total. Il s'agit des vaporisateurs à desflurane et des vaporisateurs DIVA (Direct Injection of Volatile Anesthetic).
- B- Les vaporisateurs « *in-circuit* » (« dans le circuit ») : Ici, le vaporisateur est situé au sein du circuit respiratoire et l'agent volatil est ajouté aux gaz circulants dans le circuit par les efforts respiratoires de l'animal à travers une surface de vaporisation. Les machines disposant de vaporisateur « *in-circuit* » ne nécessitent qu'un faible débit de gaz frais, ce qui les rends relativement économiques. Néanmoins, la quantité d'anesthésique volatil injectée dans le système est très variable et rend la narcose plus difficile à stabiliser. Aussi, ce type de vaporisateur est très sensible à la vapeur d'eau expirée par l'animal ce qui les rends plus difficile d'utilisation. Ainsi, ils sont peu utilisés en médecine vétérinaire et ne seront pas détaillés ci-après.

IV.D.2. Fonctionnement général

IV.D.2.a. Rappels sur la vaporisation

Le vaporisateur fonctionne suivant le principe de la vaporisation d'un agent volatil, c'est-à-dire son passage de la forme liquide à la forme gazeuse. Dans un système fermé, un liquide est toujours à l'état d'équilibre avec sa forme gazeuse qui exerce une pression constante appelée « pression de vapeur saturante ». Quand cette pression est atteinte, il n'y a plus de vaporisation.

Par ailleurs, le passage de l'état liquide à l'état de vapeur est une réaction endothermique qui nécessite donc un apport de chaleur. Cette chaleur nécessaire à la vaporisation est spécifique de chaque composé chimique et dépend des conditions de pression et de température (Hecht *et al.*, 2015).

IV.D.2.b. Rappel de la loi des gaz parfaits

Ensuite, pour comprendre le fonctionnement du vaporisateur il convient de rappeler l'équation d'état correspondant à la loi des gaz parfaits établie par Emile Clapeyron en 1834 :

$$PV = nRT$$

Avec, P : la pression absolue dans le système, exprimée en Pascals (en Pa)

V : le volume total du système exprimé en mètre cube (en m³)

n : le nombre de moles contenues dans le volume de gaz (en mol)

R : la constante des gaz parfait (8,314 Joules/moles/Kelvin)

T : la température en degré Kelvin (T en kelvin = T en Celsius +273,15)

On comprend alors que le fonctionnement des vaporisateurs sera centré sur la gestion des pressions et des températures permettant l'atteinte de la pression de vapeur saturante de l'anesthésique volatil.

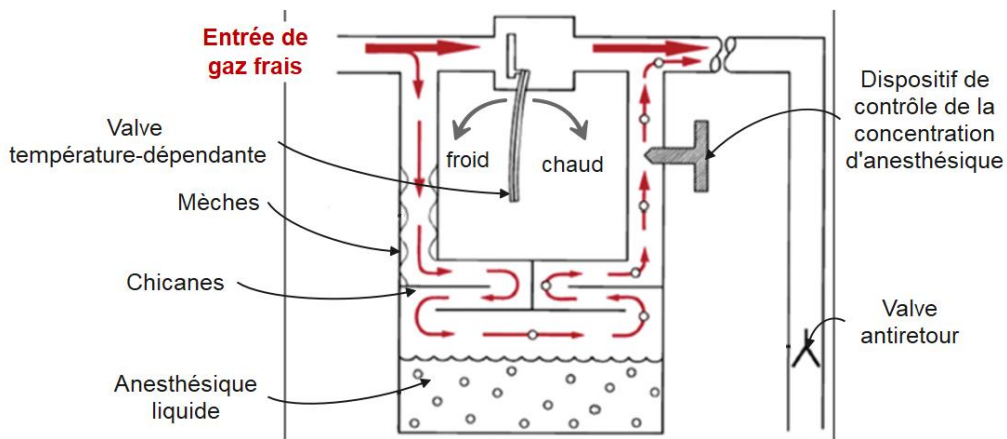
IV.D.2.c. Vaporisateur Plenum

Le terme de « *plenum* » est utilisé en anglais pour désigner une chambre pressurisée. Ainsi, dans ce type de vaporisateur, il est imposé une résistance élevée de sorte qu'une pression au-dessus de la pression atmosphérique soit établie dans le vaporisateur. Pour la plupart de ces vaporisateurs, la température, la pression, le flux de gaz frais et la concentration d'anesthésique sont calibrés. Ils sont aussi spécifiques d'un agent anesthésique volatil.

Pour ce type de vaporisateurs (dont le fonctionnement est illustré figure 5), c'est essentiellement la partie de gaz frais entrant dans le vaporisateur, appelé coefficient de partage, qui permettra de faire varier le pourcentage d'anesthésique volatil distribué dans le circuit. Ce coefficient de partage est imposé par la pression dans le vaporisateur, elle-même dépendante de la température. C'est donc un thermostat qui permet de faire varier ce coefficient de partage en agissant sur une valve s'ouvrant proportionnellement à la température. Le gaz frais entre ensuite dans la chambre du vaporisateur contenant des chicane et des mèches afin de maximiser la surface de contact permettant la vaporisation de l'anesthésique.

Il existe des vaporisateurs plenum disposant d'un contrôle électronique permettant de faire varier le pourcentage d'anesthésique volatil présent dans le gaz frais distribué au patient par l'intermédiaire de valves pneumatiques contrôlées par des microprocesseurs (Chakravarti et Basu, 2013).

Figure 5 : Schématisation du fonctionnement des vaporisateurs plenum d'après Chakravarti et Basu, 2013

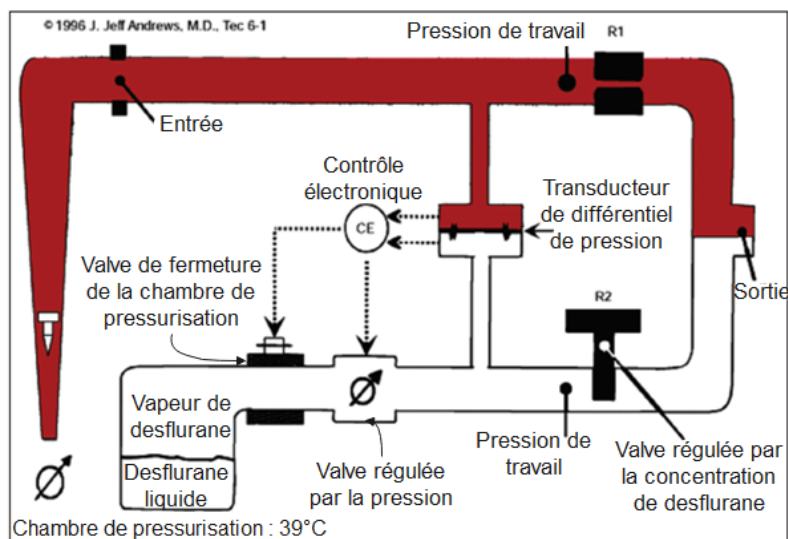


IV.D.2.d. Vaporisateur à débit mesuré de desflurane

Le desflurane est un agent particulièrement volatil avec un point d'ébullition très bas. Dès 22,8 °C, le desflurane entre en ébullition. Cela implique que le desflurane ne restera pas sous forme liquide dans le vaporisateur. Comme mentionné précédemment, la vaporisation est une réaction endothermique, la vaporisation du desflurane peut donc mener à un refroidissement excessif de celui-ci. Ainsi, une source de chaleur externe est nécessaire pour maintenir le vaporisateur à la température permettant son fonctionnement.

Les vaporisateurs à débit mesuré de desflurane (représentés figure 6) présentent deux circuits de gaz indépendants, en parallèle. Un circuit contient le desflurane. Celui-ci est constitué d'une chambre de pressurisation où le desflurane est maintenu sous forme de vapeur à une température de 39°C. L'ouverture de cette chambre de pressurisation est contrôlée par commande électronique agissant sur une valve simple d'ouverture et fermeture de la chambre et une valve régulée également par la pression. Ce circuit rencontre le circuit contenant le gaz frais au niveau d'une surface d'échange unique. C'est ensuite par différentiel de pression que le desflurane passe dans le gaz frais au niveau de la surface d'échange (Chakravarti et Basu, 2013 ; Alibhai, 2016).

Figure 6 : Schématisation du fonctionnement des vaporisateurs à débit mesuré de desflurane d'après Chakravarti et Basu, 2013



IV.D.2.e. Vaporisateurs DIVA

Les vaporisateurs DIVA (Direct Injection of Volatile Anesthetic) sont un type de vaporisateurs à débit mesuré, mais l'agent anesthésique ne diffuse pas dans le gaz frais suivant un différentiel de pression. L'anesthésique est à nouveau contenu dans un circuit indépendant sous forme de vapeur mais est ici directement injecté dans le circuit contenant le gaz frais. La vapeur d'anesthésique volatil est acheminée de la chambre de pressurisation vers une chambre de mélange avec le gaz frais, puis vers le circuit respiratoire par des valves unidirectionnelles. Pour injecter la quantité d'agent anesthésique permettant d'atteindre la concentration demandée par le manipulateur, ces valves sont pilotées par un microprocesseur permettant la mesure de la concentration initiale en agent anesthésique, de la pression de l'agent volatil dans la chambre de pressurisation et du débit de gaz frais (Chakravarti et Basu, 2013 ; Alibhai, 2016).

IV.E. Manomètre

Des manomètres sont présents sur les circuits réinhalatoires et non-réinhalatoires de chaque machine d'anesthésie pour permettre de contrôler la pression régnant dans le système et éviter tout barotraumatisme pour l'animal. Le manomètre est aussi un outil utile pour la réalisation des tests de vérification de la machine détaillés ci-après.

IV.F. La chaux sodée

IV.F.1. Fonctionnement

La chaux sodée est utilisée dans le circuit réinhalatoire pour absorber le CO₂ contenu dans le gaz expiré par l'animal. La réaction chimique engagée nécessite également l'utilisation de l'eau présente dans le gaz expiré par l'animal (Hughes, 2016). La réaction produit de la chaleur qui permet ainsi de réchauffer le gaz par la suite inspiré par l'animal, ce qui représente un intérêt dans la gestion de l'hypothermie (Mosing, 2016).

IV.F.2. Risque pour la machine

Les granules de chaux sodée peuvent s'agglomérer sous l'effet de l'humidité et de la chaleur produite par la réaction. Cela peut mener à une diminution de la surface de contact entre le gaz expiré et la chaux sodée et donc à une moindre absorption du CO₂.

Les granules peuvent aussi s'altérer en formant de la poussière qui peut être entraînée dans la circulation des gaz, provoquer des obstructions pour le libre mouvement des valves unidirectionnelles ou s'accumuler dans les joints provoquant ainsi des fuites. Cette poussière provoque aussi une augmentation de la résistance à la respiration du patient et risque d'être inhalée par celui-ci, ce qui peut être particulièrement délétère compte tenu du caractère caustique de la chaux (Hughes, 2016).

IV.F.3. Risques pour le manipulateur

La chaux sodée est un matériau caustique pouvant engendrer des lésions de la peau et des muqueuses. De plus, la chaux sodée est vendue sous forme de granules qui produisent de la poussière pouvant se mettre en suspension dans l'air et ainsi entrer en contact avec les muqueuses oculaires et respiratoires (Hughes, 2016).

IV.G. Les circuits respiratoires

Le système respiratoire est constitué de tous les composants permettant d'acheminer les gaz vers le patient, tout en permettant le maintien d'une pression adéquate.

IV.G.1. Composants des circuits respiratoires

IV.G.1.a. Valve de limitation de pression, valve APL ou valve d'évacuation des gaz

La valve d'évacuation des gaz permet lorsqu'elle est en position ouverte de chasser les gaz hors du circuit lorsque la pression dans le système dépasse 0,1 kPa soit 1cmH₂O (centimètre d'eau). Cette valve permet donc la régulation de la pression dans le système et donc de protéger l'animal contre d'éventuels barotraumatismes pulmonaires. Certaines valves, notamment pour les circuits réinhalatoires peuvent être partiellement ouvertes permettant de contrôler la pression désirée dans le circuit (Hughes, 2016).

IV.G.1.b. Les tuyaux respiratoires

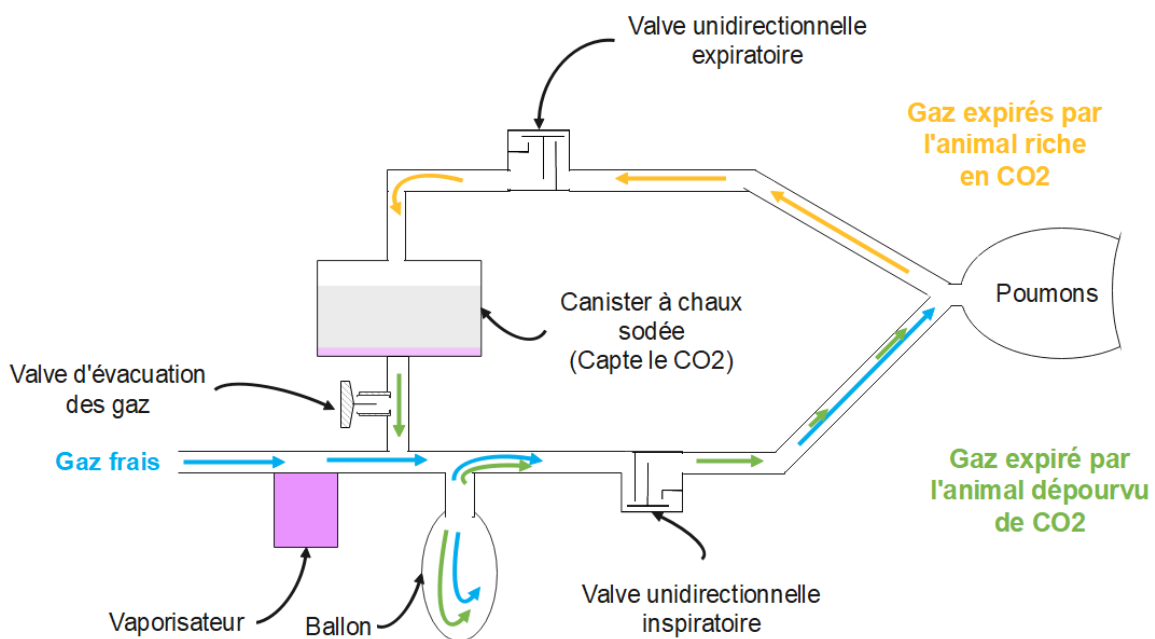
Afin de leur conférer une flexibilité sans qu'ils puissent se collaber, les parois des tuyaux respiratoires sont ondulées. Cette ondulation permet aussi de légères extensions du tuyau pour éviter les déconnexions en cas de déplacement de l'animal par exemple. Les parois internes des tuyaux sont parfaitement lisses afin de limiter la résistance à la respiration (Hughes, 2016).

Les tuyaux servent donc à acheminer les gaz mais servent aussi de réservoir pour les inspirations de l'animal. On trouve des tuyaux simples ou des tuyaux coaxiaux selon les circuits et les machines utilisées.

IV.G.2. Le circuit réinhalatoire

Le circuit réinhalatoire permet au patient d'inspirer un mélange de gaz dépourvu du CO₂ précédemment inspiré. L'épuration du CO₂ contenu dans le gaz expiré se fait par utilisation de chaux sodée. Les éléments de ce circuit et la circulation des gaz dans celui-ci sont représentés par la figure 7.

Figure 7 : Schématisation du circuit réinhalatoire avec un vaporisateur « out-circuit »



IV.G.3. Les circuits non-réinhalatoires

Dans les circuits non-réinhalatoires, tous les gaz expirés sont éliminés du circuit. Cela permet un bon contrôle des gaz inspirés puisque seul le gaz frais et l'éventuel anesthésique volatil sont inspirés par l'animal. Néanmoins, ce système est moins économique puisque l'anesthésique résiduel est éliminé du circuit et moins écologique puisque le CO₂ est relâché dans l'atmosphère (Hughes, 2016).

IV.G.3.a. Classification de Mapleson

Les circuits non-réinhalatoires sont classés selon la classification de Mapleson qui groupe les circuits selon des fonctionnalités similaires, des besoins en gaz frais nécessaires pour éviter la réinhalation et la facilité de mise en œuvre d'une ventilation assistée.

IV.G.3.b. Circuit respiratoire Mapleson A

Le circuit respiratoire de type Mapleson A est dit de Magill (figure 8) lorsqu'un tuyau simple est utilisé ou de Lack (figure 9) lorsque des tuyaux coaxiaux sont utilisés. Ces circuits impliquent une réinspiration des gaz expirés mais un faible débit de gaz frais (160mL/kg/min suffit à limiter l'accumulation de CO₂ (Hughes, 2016).

Figure 8: Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson A appelé de Magill

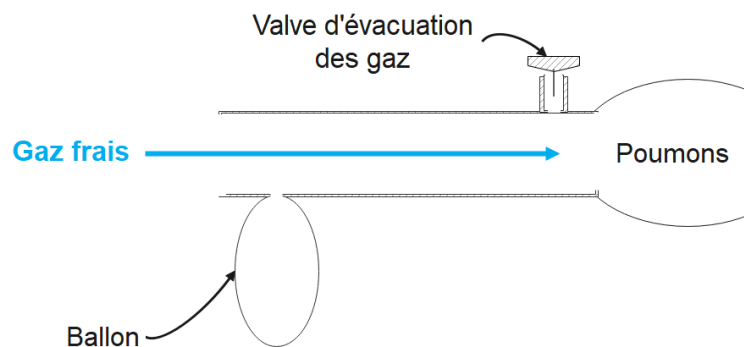
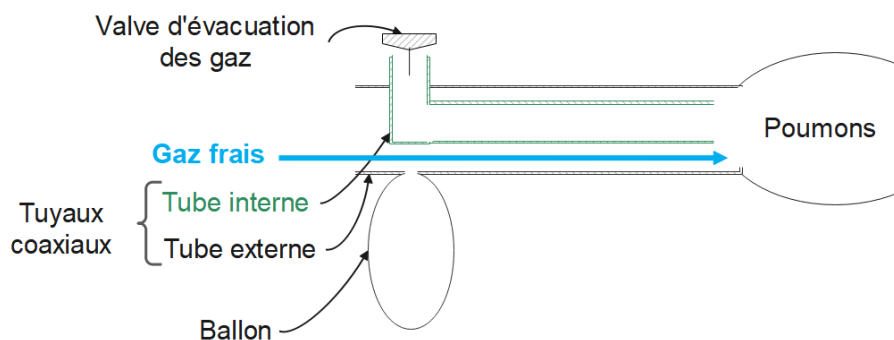


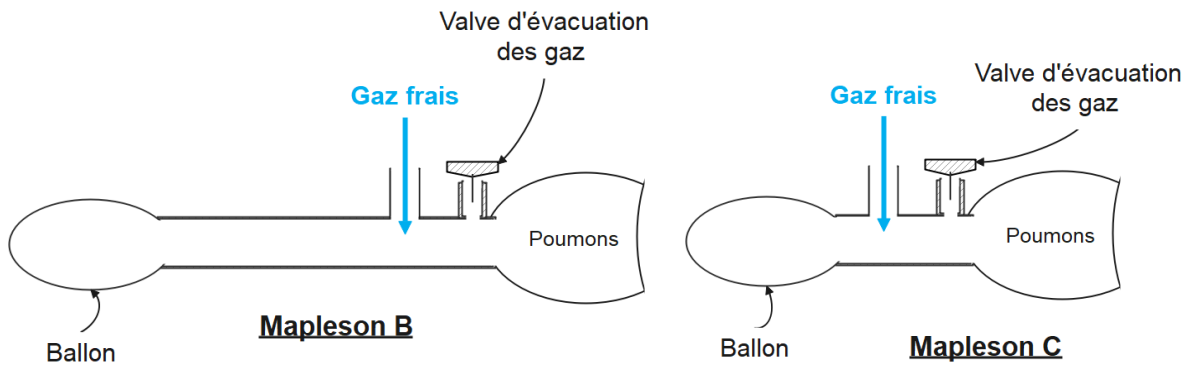
Figure 9 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson A appelé de Lack



IV.G.3.c. Circuits respiratoires Mapleson B et C

Les circuits de type Mapleson B et C (figure 10) sont peu utilisés en anesthésie car la réinspiration des gaz expirés se fait même pour des débits de gaz frais élevés (Menu, 2005).

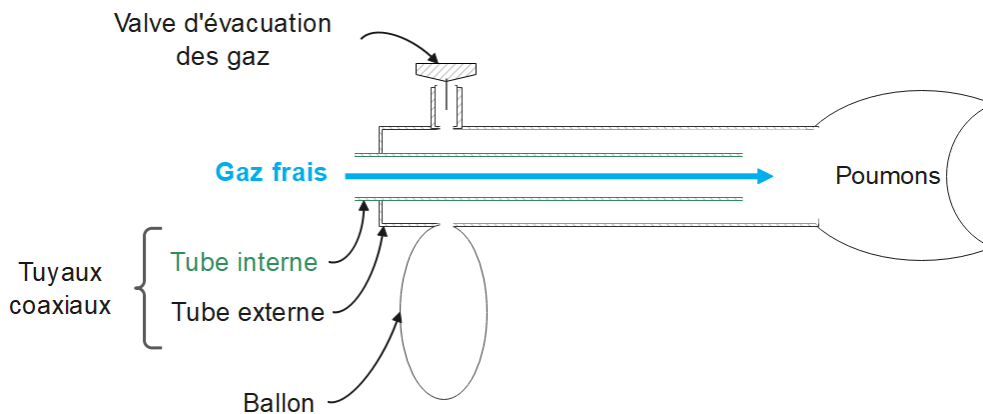
Figure 10 : Schématisation des circuits respiratoires de type Mapleson B et C



IV.G.3.d. Circuits respiratoires Mapleson D ou Circuit de Bain

Le circuit de Bain (figure 11) permet d'avoir un faible espace mort et de faciliter l'élimination des gaz expirés grâce à l'utilisation de tuyaux coaxiaux. Il demande néanmoins l'utilisation d'un débit de gaz frais important et un contrôle supplémentaire lors des tests de fuite afin de vérifier l'intégrité du tube interne (Hughes, 2016).

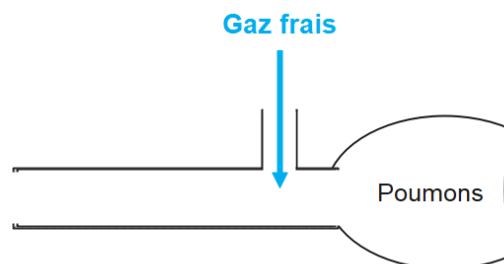
Figure 11 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson D avec tuyaux coaxiaux appelé circuit de Bain



IV.G.3.e. Circuit respiratoire Mapleson E

Le circuit Mapleson de type E (figure 12) est un système simple qui nécessite un débit de gaz frais élevé (de 500 à 600 mL/kg/min) et qui ne comporte pas de ballon, il ne permet pas de réaliser une ventilation manuelle (Hughes, 2016).

Figure 12 : Schématisation du circuit respiratoire de type Mapleson E



IV.G.4. Circuits respiratoires les plus utilisés en médecine vétérinaire

Les circuits respiratoires les plus utilisés en médecine vétérinaire des carnivores domestiques sont le circuit réinhalatoire et le circuit non-réinhalatoire de type Mapleson D dit de Bain. Seuls ces deux types de circuits seront abordés dans la suite du manuscrit.

Le circuit réinhalatoire permet de réaliser une anesthésie plus économique (en limitant la quantité d'anesthésique volatil à injecter dans le circuit) et écologique (en limitant la libération de gaz dans l'atmosphère). Pour cela, on réalise une anesthésie appelée « anesthésie à bas débit de gaz frais » qui se réalise comme suit. Premièrement, en tout début d'anesthésie, il faut instiller dans le système un débit de gaz frais d'environ 100 mL/kg/min, pendant environ 5 à 10 minutes, pour remplir le système d'oxygène et d'agent anesthésique. Pendant cette étape, la valve d'évacuation des gaz doit être complètement ouverte. On peut ensuite imposer un plus faible débit de gaz frais d'approximativement 10 mL/kg/min avec un débit minimum de 500 mL/min nécessaire au bon fonctionnement du vaporisateur. L'animal va ensuite inspirer un gaz composé d'un mélange de gaz frais (oxygène et anesthésique volatil, en proportion imposée) et de gaz précédemment expiré (mais dépourvu de CO₂). Ce dernier dilue l'anesthésique volatil. Ainsi, l'animal inspire moins d'anesthésique volatil que le pourcentage imposé par la machine et il faut donc surveiller la narcose avec une attention particulière lors de cette étape. En cas de nécessité de modification du pourcentage d'anesthésique volatil présent dans le circuit, de petites variations doivent être imposées (0,25 à 0,5 %) et sans variation du débit de gaz frais. Lors d'un besoin d'approfondir rapidement la narcose, le débit de gaz frais peut être augmenté de 100 mL/kg/min, en association avec l'augmentation du pourcentage d'anesthésique volatil (Hughes, 2016).

Pour le circuit de Bain, un plus haut débit de gaz frais est nécessaire pour qu'il soit considéré comme non-réinhalatoire et fournir suffisamment d'oxygène à l'animal puisque c'est le gaz frais lui-même qui chasse le gaz expiré du système. Ainsi il faut fournir une à deux fois le volume minute de l'animal soit entre 200 et 400 mL/kg/min (Hughes, 2016).

IV.H. Les ballons

IV.H.1. Importance du ballon dans le système respiratoire

Le ballon sert à la fois de réservoir de gaz pour l'inspiration, de témoin visuel de la ventilation du patient, de relai manuel pour permettre une ventilation assistée et de tampon pour protéger l'animal de barotraumatismes pulmonaires en cas de pression trop élevée dans le système respiratoire (Hughes, 2016).

IV.H.2. Choix de la taille du ballon

Les ballons existent avec des capacités volumiques variant de 0,5 à 5 L pour les petits animaux de compagnie. Ils peuvent être ouverts ou fermés à leur extrémité mais en anesthésie des carnivores domestiques, les ballons sont le plus souvent fermés à leur extrémité.

Le ballon doit avoir une capacité d'au moins 4 à 6 fois le volume courant de l'animal (10-20 mL/kg) (Hughes, 2016) et pour simplifier une des formules pouvant être utilisée pour calculer la taille du ballon est la suivante :

$$\text{Volume du ballon en ml} = 15 \text{ mL/kg} \times 6 \times \text{poids} = 90 \times \text{poids}$$

IV.I. Evacuation des gaz

IV.I.1. Effets néfastes des gaz anesthésiques résiduels et importance du système d'évacuation des gaz

IV.I.1.a. Les risques pour le personnel

Bien que tous les effets délétères d'une exposition chronique aux anesthésiques volatils ne soient pas encore démontrés, certains impacts des halogénés sur les professionnels de santé ou les vétérinaires sont connus. Il a notamment été mis en évidence qu'une exposition prolongée aux anesthésiques volatils peut provoquer des avortements spontanés chez les femmes enceintes (Boivin, 1997). L'inhalation chronique d'anesthésique volatil peut également provoquer une infertilité ou encore une augmentation du risque d'avoir un enfant avec des anomalies congénitales. Notamment, il a été démontré qu'une exposition chronique à l'isoflurane augmente les risques d'altérations génétiques (Hoerauf *et al.*, 1999). Aussi, dans le milieu de la santé humaine, il s'avère que les anesthésistes sont plus à risque que le reste de la population de développer des défaillances organiques, notamment hépatiques. (Stachnik, 2006 ; Goneppanavar et Prabhu, 2013).

Par ailleurs, dans le cadre du deuxième plan de la Stratégie Nationale sur les Perturbateurs Endocriniens (SNPE 2), le ministère de la Transition écologique et solidaire et le Ministère de la Solidarité et de la Santé ont missionné l'Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail (ANSES) pour mener une étude répertoriant et classant les substances à risque de perturbation endocrinienne. L'isoflurane apparaît dans l'annexe V de cette étude, dans la catégorie II, c'est-à-dire en tant que « substance ayant montré des effets observés *in vivo* sur des rongeurs » (ANSES_Agence nationale de sécurité sanitaire de l'alimentation, de l'environnement et du travail, 2021). Dans la base de données utilisée par l'ANSES, deux études répertoriées mettent en évidence l'implication de l'isoflurane dans des perturbations neurologiques à médiation endocrine (Karthikeyan *et al.*, 2021).

Ces effets avérés ou potentiels des halogénés sur la santé humaine mènent à de nombreuses études permettant d'alimenter la réglementation pour protéger le personnel en contact avec les anesthésiques volatils. Notamment, des études sur l'importance des systèmes d'évacuation sont réalisées. Par exemple, dans un hôpital universitaire du Brésil ne disposant pas de systèmes d'évacuation des gaz dans les salles opératoires, il a été révélé que des concentrations d'isoflurane, dans l'air des blocs, étaient supérieures aux recommandations internationales : 2,5 parties par million (ppm) dès 5 minutes d'anesthésie jusqu'à plus de 20 ppm en 2h d'anesthésie (Figueiredo *et al.*, 2021). Ce point révèle l'importance des systèmes d'évacuations pour limiter l'exposition du personnel aux vapeurs d'anesthésiques volatils.

IV.I.1.b. Les risques pour l'environnement

Considérant tous les centres médicaux dans le monde, le relargage des anesthésiques volatils dans l'atmosphère a mené à la réalisation d'études sur leur impact sur le réchauffement climatique.

Pour l'étude du réchauffement planétaire, une unité de mesure a été mise en place : le potentiel de réchauffement planétaire à 100 ans (PRG₁₀₀). Le PRG₁₀₀ est une mesure qui permet d'estimer la contribution d'une molécule au réchauffement climatique sur 100 ans (selon sa durée de vie et ses propriétés physico-chimiques), avec le dioxyde de carbone comme molécule de référence.

Ainsi, en considérant la quantité d'anesthésiques halogénés libérée dans l'atmosphère chaque année par les centres de santé, les propriétés physico-chimiques et le PRG₁₀₀ de ces molécules, l'impact sur le réchauffement climatique des gaz anesthésiques serait équivalent à l'impact d'une centrale à charbon ou d'un million de voitures sur la route (Sulbaek Andersen *et al.*, 2010 ; Andersen *et al.*, 2012).

L'isoflurane, anesthésique volatil le plus utilisé en médecine vétérinaire, a un PRG₁₀₀ de 510. Aussi, sa composition avec de la bromine et de la fluorine pourrait contribuer à la destruction de la couche d'ozone (Andersen *et al.*, 2012). L'anesthésique volatil le plus utilisé en médecine humaine est le desflurane qui, parmi les halogénés, a aussi le plus fort impact sur le réchauffement climatique (Doyle *et al.*, 2002).

IV.I.1.c. Aspect réglementaire

Bien que l'étude de l'effet des halogénés utilisés en anesthésie sur le réchauffement climatique soit récente et que l'utilisation des halogénés soit peu réglementée, des réformes sur les bonnes pratiques de l'anesthésie gazeuse sont donc en cours. Ces réformes se présentent aujourd'hui sous la forme de recommandations avec notamment la réalisation d'anesthésies « à bas débit de gaz frais » pour éviter toute vaporisation superflue d'agent halogéné. Par ailleurs, la recherche pour l'élaboration de nouvelles technologies permettant un captage plus efficace des anesthésiques halogénés résiduels et permettant leur recyclage est encouragée (Doyle *et al.*, 2002).

Dans le contexte du développement du concept « *One Health* » porté par l'OMS, l'organisation mondiale de la santé animale (OIE) et l'organisation des Nations Unies pour l'agriculture et l'alimentation (FAO), cette problématique de l'effet des halogénés sur le changement climatique mène la médecine vétérinaire à s'interroger sur les bonnes pratiques à mettre en œuvre pour limiter le relargage d'anesthésiques dans l'atmosphère en utilisant également l'anesthésie gazeuse à faible débit de gaz frais tant que possible et en préconisant l'utilisation de systèmes d'évacuation performants et adaptés (Jones et West, 2019).

Concernant la protection du personnel de santé, la Société Française d'Anesthésie et de Réanimation (SFAR) préconise la présence de systèmes d'évacuation des gaz anesthésiques dans les blocs opératoires ou toute salle contenant une machine d'anesthésie (Otteni *et al.*, 1995). De plus, la circulaire DGS/3A/667 bis du 10 octobre 1985 du Ministère de la Santé stipule que « ces dispositifs doivent permettre, durant la phase d'entretien de l'anesthésie, d'abaisser à proximité du malade et du personnel les concentrations à moins de 2 ppm pour les halogénés » (Ministère de la Santé, 1985 ; CRAM Ile-de-france, 1998).

Par ailleurs, la protection du personnel dans une entreprise est régie par le Code du travail. L'article R 4412-5 du Code du Travail indique que « L'employeur évalue les risques encourus pour la santé et la sécurité des travailleurs pour toute activité susceptible de présenter un risque d'exposition à des agents chimiques dangereux » (Légifrance, 2008). Il convient que l'employeur informe son personnel des risques encourus en cas d'exposition chronique aux halogénés, qu'il prenne des dispositions pour limiter cette exposition notamment pour les personnes à risque comme les femmes enceintes et qu'il s'assure du bon fonctionnement des systèmes d'évacuation des gaz.

IV.I.2. Types de systèmes d'évacuation

IV.I.2.a. Evacuation passive sans absorbant

Ce système consiste en l'acheminement des gaz anesthésiques vers l'extérieur à travers une ouverture dans le mur ou une fenêtre. Le tube ne doit pas dépasser une longueur de deux

mètres et ne doit aucunement subir de constriction qui pourrait provoquer une résistance à l'expiration du patient. L'ouverture dans le mur ou la fenêtre doit se trouver en contre-bas de la valve expiratoire (les anesthésiques volatils étant plus dense que l'air ou l'oxygène) (Hughes, 2016). Ce type de système d'évacuation est peu recommandé et tend à disparaître, conformément aux enjeux environnementaux évoqués ci-avant.

IV.I.2.b. Passif avec absorbant

Le tube d'évacuation est connecté à un conteneur à charbon. Il doit à nouveau être situé en contrebas de la machine anesthésique sous la valve de relargage de pression. Le charbon absorbe les vapeurs de gaz anesthésique mais n'absorbe pas le protoxyde d'azote. Il ne doit jamais être à proximité d'une source de chaleur qui pourrait provoquer le relargage de vapeurs (Hughes, 2016).

IV.I.2.a. Passif-actif

Dans ce système, un tuyau transporte les gaz anesthésiques résiduels de la valve d'évacuation vers une grille de ventilation. Le système de ventilation doit être capable d'extraire les gaz de la pièce sans qu'ils ne puissent circuler de nouveau dans la pièce ou dans le bâtiment (Hughes, 2016).

IV.I.2.b. Actif

C'est le système le plus efficace et le plus sécuritaire. Il est composé d'une pompe d'extraction qui génère une pression négative et est relié à la machine par un tuyau impossible à collapser. Il est souvent relié à un système de détection de rupture de flux de gaz activé pour un débit inférieur à 80mL/min de débit, évitant ainsi que la pression négative soit appliquée dans le circuit et donc dans les poumons du patient. Ce dispositif contient aussi un filtre qui évite l'obstruction par d'éventuels corps étrangers (Hughes, 2016).

IV.J. Les sondes endotrachéales

Les sondes endotrachéales sont faites de caoutchouc rouge, de PVC (polychlorure de vinyle) (figure 13) ou de silicone. Il y a souvent un ballonnet associé à un ballonnet témoin du gonflement. L'extrémité de la sonde possède parfois une perforation supplémentaire appelée « œil de Murphy », permettant le passage de gaz en cas d'obstruction de l'extrémité de la sonde.

Figure 13 : Photographie légendée d'une sonde endotrachéale en PVC



IV.K. Les tailles de sondes

L'objectif est de choisir la sonde la plus large possible pouvant passer l'orifice glottique de l'animal. Il convient aussi de choisir la sonde la plus courte possible pouvant être correctement sécurisée (Hughes, 2016). Il existe des recommandations pour choisir la taille de la sonde en fonction du poids de l'animal (tableau 7).

Tableau 7 : Recommandations théoriques de choix de la taille de sonde endotrachéale en fonction du poids de l'animal (Hughes, 2016)

Taille de sonde (en mm)	Poids approximatif de l'animal (en kg)
2,0 ; 2,5 ; 3,0	1 – 2,5
3,5 ; 4,0 ; 4,5	2,5 - 5
5,0 ; 6,0	4 – 9
7,0 ; 8,0	7-15
9,0 ; 10	15-25
11 ; 12	25-45
14 ; 16	>40

IV.L. Les types de sondes endotrachéales

Le choix du type de sonde dépend des préférences du vétérinaire selon son expérience, de raisons économiques ou encore pratiques pour leur entretien. Idéalement, on choisit une sonde à ballonnet, particulièrement indispensable en cas de ventilation assistée, de mauvaise mise à jeun de l'animal ou encore si l'intervention nécessite la mobilisation du système digestif. En effet, le gonflement du ballonnet permet d'éviter toute fausse route alimentaire en cas de régurgitations, saignements ou présence de liquide dans la cavité buccale par exemple lors d'un détartrage. Le ballonnet permet également d'adapter le diamètre de la sonde au diamètre de la trachée et permettre l'étanchéité du système nécessaire pour garantir la délivrance de la concentration d'anesthésique volatil souhaitée, sans fuite (Hughes, 2016).

IV.L.1. Les sondes en caoutchouc

Ces sondes sont résistantes et donc durables dans le temps, le caoutchouc est un matériau résistant à l'autoclave, leur souplesse permet une mise en place facile pour le manipulateur. Néanmoins, elles ont une faible résistance à l'écrasement, elles sont irritantes pour la trachée et elles ne sont pas réparables en cas de perforation (Hughes, 2016).

IV.L.2. Les sondes en PVC

Elles ont une bien meilleure résistance à l'écrasement, ne sont pas irritantes, sont tout aussi facile à mettre en place que les sondes en caoutchouc et représentent un moindre coût. Elles sont cependant moins durables, ne sont pas réparables et ne résistent pas à l'autoclave. De plus le choix en terme de taille est plus limité, avec un diamètre maximum de 11mm (Hughes, 2016).

IV.L.3. Les sondes en silicone

Elles possèdent une excellente résistance à l'écrasement, ne sont pas irritantes, avec de nombreuses tailles disponibles. Elles sont très durables et sont réparables au besoin. Elles sont cependant plus onéreuses et plus difficiles à mettre en place, nécessitant parfois l'utilisation d'un mandrin (Hughes, 2016).

IV.L.4. Les sondes endotrachéales renforcées

Elles possèdent une paroi épaisse et renforcée par un fil de fer spiralé permettant d'éviter tout écrasement de la sonde (par exemple lors d'une flexion maximale du cou) et d'empêcher le risque de collaber la sonde lors de déviation de la sonde par rapport à l'axe de la tête du patient (Hughes, 2016).

IV.M. Technique d'intubation

Pour intuber un animal, l'aide d'un assistant est précieuse afin de maintenir la position de l'animal et l'ouverture de la gueule, autrement un padane sera utilisé.

L'intubation est réalisée selon les étapes suivantes :

- 1- Lubrifier l'embout côté patient avec du tronothane tout en s'assurant de ne pas occlure l'œil de Murphy ;
- 2- L'assistant place l'animal en décubitus sternal (bien que la position du patient puisse être imposée par sa pathologie) ;
- 3- Il place un lien derrière les canines supérieures de l'animal qu'il tient avec une main pour maintenir la gueule de l'animal ouverte ;
- 4- Il place son autre main au niveau de la peau de la nuque de l'animal pour étendre la tête dans le prolongement de la trachée et de la colonne ;
Il ne faut jamais mettre de doigt dans la bouche de l'animal et ne pas placer de main sous le cou pour ne pas comprimer le larynx ou empêcher sa visualisation.
- 5- L'opérateur, à l'aide du laryngoscope, sort la langue de la bouche et la saisit avec une compresse avec la main ne servant pas à positionner la sonde (main non dominante) ;
- 6- Il place le laryngoscope à la base de la langue, juste devant l'épiglotte et exerce une pression permettant l'ouverture du larynx et sa visualisation ;
- 7- La main tenant la langue sert ensuite également à tenir le laryngoscope, en maintenant la pression sur la base de la langue.
- 8- Les chats sont plus sujets aux laryngospasmes, il est donc nécessaire d'instiller une pression de spray de lidocaïne sur l'entrée du larynx. Attendre quelques secondes (30-60 secondes pour une efficacité optimale). Il faut prendre des précautions pour le choix de lidocaïne, certaines formulations dentaires telle que la xilocaïne peuvent provoquer des œdèmes laryngés, et certaines formulations trop concentrées en lidocaïne sont toxiques pour les petits animaux. Dans ce dernier cas, il est judicieux d'utiliser de la lidocaïne injectable à 1mg/kg diluée à 2% dans une seringue à insuline permettant de déposer des gouttes de la dilution sur le larynx.
- 9- À ce stade, la sonde endotrachéale peut être avancée jusqu'à l'entrée du larynx par-dessus l'épiglotte et entre les cartilages aryténoïdes pour ainsi l'introduire dans la trachée. Le connecteur sonde-machine doit rester à l'extérieur de la gueule pour limiter les risques de morsure à l'extubation. En cas de larynx fermé, attendre l'inspiration pour intuber (surtout chez le chat).
- 10- Fixer la sonde en utilisant le lien, préalablement placé derrière les canines de l'animal, en faisant un nœud autour de la sonde (sans collaber la sonde) puis derrière les oreilles de l'animal ;
- 11- Gonfler le ballonnet à l'aide d'une seringue sèche. Cette étape se fait après branchement à la machine et progressivement pour éviter une pression excessive sur les parois de la trachée pouvant provoquer une nécrose ou une rupture de celle-ci.

Par la suite, pour tout déplacement de l'animal, il est indispensable de déconnecter la sonde de la machine pour éviter de léser la trachée (Hughes, 2016).

V. Le masque laryngé

Il est particulièrement utilisé en médecine humaine pour prévenir les complications lors d'utilisation de sondes trachéales. En médecine vétérinaire, l'intérêt n'est pas établi compte tenu de la plus grande facilité de l'intubation pour les carnivores domestiques que pour les humains.

L'utilisation du masque laryngé présente des risques puisque contrairement aux sondes endotrachéales munies d'un ballonnet, il ne protège pas contre les risques de fausse déglutition en cas de vomissement, saignements digestifs ou présence de liquide dans la cavité buccale (Hughes, 2016).

Les avantages et les inconvénients de l'utilisation des masques laryngés sont listés dans le tableau 8.

Tableau 8 : Avantages et inconvénients du masque laryngé (Hughes, 2016)

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none">- Rapidité de mise en place et de retrait- Absence d'augmentation de résistance à la respiration- Stérilisable à l'autoclave	<ul style="list-style-type: none">- Nécessité d'utilisation d'un capnographe pour vérification de la bonne mise en place- Déplacement et mauvaise apposition fréquents- Non utilisable en ventilation assistée- Absence de protection contre les fausses déglutitions- Perte d'accès à la bouche

VI. Entretien et vérification du matériel

En connaissance des molécules et du matériel utilisés pour l'anesthésie gazeuse, le vétérinaire doit être capable de garantir la bonne installation et le bon fonctionnement de son matériel nécessaire à la réalisation d'anesthésies (obligation de sécurité).

La Société Française d'Anesthésie et de Réanimation (SFAR) soulève l'importance d'une check-list indépendante et spécifique concernant la vérification de la machine d'anesthésie et publie une liste détaillée des vérifications à réaliser (voir l'annexe 2) (Ottani *et al.*, 2015). Cette partie reprend et détaille la check-list proposée par la SFAR pour les points concernant les machines sans contrôle électronique et est adaptée à la médecine vétérinaire française (sans utilisation de N₂O et conformément aux recommandations vétérinaires (Alibhai, 2016)).

VI.A. Entretien et vérification de la machine

VI.A.1. Vérification de la position de la machine dans un lieu sûr

La machine doit être connectée à une alimentation électrique adaptée et sécurisée si elle contient des composants électriques, ainsi qu'à une arrivée d'oxygène à distance de toute source de chaleur ou de tout élément inflammable.

VI.A.2. Vérification et entretien de la source de gaz frais

En cas d'utilisation d'une bouteille individuelle, il est nécessaire de contrôler régulièrement la quantité de gaz frais restant. Lors de son utilisation, la pression dans la bouteille diminue de manière linéaire, ce qui permet ensuite de connaître la quantité de gaz frais restant par une simple mesure de la pression.

Pour les concentrateurs d'oxygène il convient de changer le filtre régulièrement.

En cas d'utilisation d'une source de gaz frais collective, il est nécessaire de brancher la machine à la prise murale. La vérification des bouteilles et de l'installation est réalisée par des techniciens spécialisés (Alibhai, 2016).

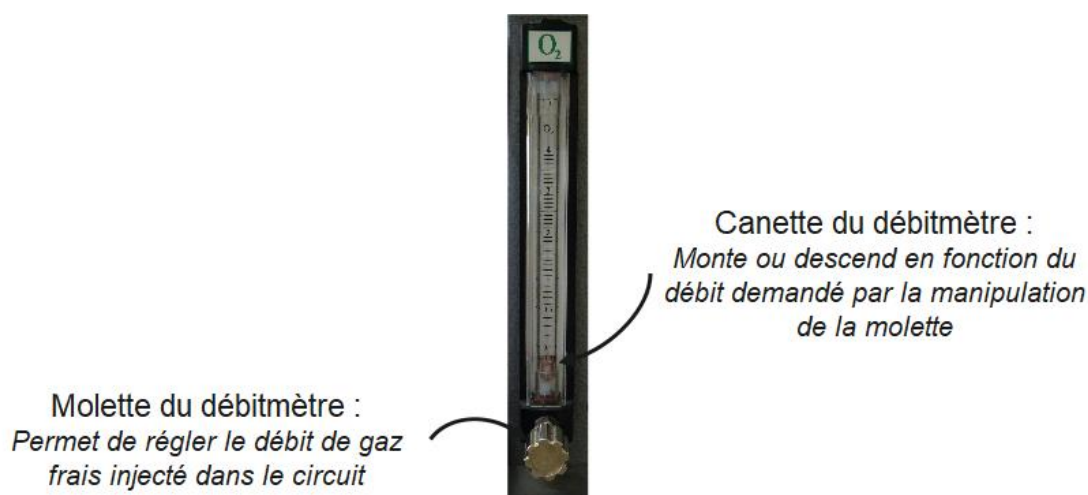
VI.A.3. Vérification du fonctionnement du débitmètre

Pour vérifier le fonctionnement du débitmètre :

- Avec la molette du débitmètre (représenté figure 14) imposer un débit de gaz frais ;
- Vérifier que le débitmètre permet le passage d'oxygène.

La canette doit rester stable au débit demandé (ce qui assure un flux constant d'oxygène dans le circuit (Goneppanavar et Prabhu, 2013).

Figure 14 : Photographie légendée d'un débitmètre



VI.A.4. Vérification du bouton flush

L'activation du flush d'oxygène doit être possible quel que soit le débit d'oxygène imposé par le débitmètre. En effet, le circuit permettant le flush du système court-circuite le débitmètre. A son activation, le système doit se remplir rapidement de gaz frais et le flush de gaz frais doit cesser immédiatement à la levée de pression sur le bouton (Goneppanavar et Prabhu, 2013 ; Otteni *et al.*, 2015).

VI.A.5. Vérification du vaporisateur

VI.A.5.a. Vérification du niveau d'anesthésique volatil

Les vaporisateurs disposent d'une jauge permettant la visualisation du niveau d'anesthésique volatil restant. Cette vérification doit être réalisée avant chaque anesthésie pour garantir une quantité d'anesthésique suffisante pour la durée de l'intervention.

VI.A.5.b. Vérification du fonctionnement du cadran

La vérification de la bonne rotation du cadran permettant le contrôle du pourcentage d'anesthésique dans le système doit se faire régulièrement et avant le démarrage de la machine. Il convient également de vérifier qu'il est bien sur la position fermée lorsque la machine n'est pas utilisée, c'est à dire avant et après l'anesthésie ainsi qu'avant la réalisation des tests de fuite afin d'éviter la dispersion d'anesthésique volatil dans la salle et ainsi garantir la sécurité de l'utilisateur (Goneppanavar et Prabhu, 2013 ; Otteni *et al.*, 2015).

VI.A.5.c. Vérification de la position verticale du vaporisateur

Le vaporisateur doit être parfaitement vertical afin d'assurer la délivrance de la bonne quantité d'anesthésique volatil dans le système (Goneppanavar et Prabhu, 2013).

VI.A.6. Vérification de la chaux sodée et conseils d'utilisation

VI.A.6.a. Signes d'usure

Le moyen habituel de détection d'usure de la chaux sodée est le changement de coloration de celle-ci, ce qui est permis par la présence d'un indicateur coloré. Le violet d'éthyle est le plus commun, permettant le passage de la chaux du blanc au violet. Ces indicateurs colorés sont sensibles à la variation de pH produite par la réaction de captage du CO₂ par la chaux.

Néanmoins, cet indicateur coloré n'est pas suffisant pour présumer de l'état d'usure de la chaux sodée. En effet, ces indicateurs colorés sont sensibles aux rayons ultra-violet (UVs) et peuvent être désactivés, de plus il est impossible de s'assurer de la présence de l'indicateur coloré dans la chaux avant utilisation, et encore des erreurs de fabrication ne peuvent être exclues. Ainsi, il est recommandé aux praticiens de noter le temps d'utilisation de la chaux sodée. Un canister permet, en moyenne et selon les fabricants, une utilisation pendant 14 heures (Hughes, 2016).

VI.A.6.b. Stockage

La chaux sodée doit être stockée dans un réservoir hermétique pour éviter le contact du CO₂ atmosphérique avec celle-ci. Elle doit également être placée à l'abri de la lumière, dans un endroit sec et ne subissant pas de températures extrêmes (Hughes, 2016).

VI.A.6.c. Vérification de la bonne position du canister

Le canister doit être correctement serré pour éviter les fuites et en position verticale. Il faut vérifier régulièrement l'état des joints afin de garantir l'étanchéité du canister (Hughes, 2016).

VI.A.6.d. Bonnes pratiques pour limiter la production de toxiques

Afin d'éviter l'altération de la chaux sodée, pouvant former des agglomérats ou de la poussière, il est recommandé d'éviter d'assécher la chaux. Pour cela il faut éteindre rapidement la machine d'anesthésie après utilisation.

Il convient de contrôler la chaleur du canister lors de son utilisation car une température excessive favorise la production de vapeurs toxiques pour le patient. En cas de chaleur excessive, il est recommandé de changer la chaux dès que possible et d'augmenter le débit de gaz frais si cela se produit per-anesthésie (Hughes, 2016).

VI.A.6.e. Précautions à prendre lors de l'entretien du canister

La chaux sodée est un composé caustique. Les muqueuses et les mains de l'opérateur doivent donc être protégées motivant alors l'utilisation de gants, d'un masque de chirurgien et de lunettes de protection. Il est également recommandé de manipuler la chaux lentement pour éviter de fragmenter les particules et de mettre en suspension des poussières dans l'air (Hughes, 2016).

VI.A.7. Vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz

VI.A.7.a. Vérification du branchement du système d'évacuation sur la machine.

Il est nécessaire de vérifier que le système d'évacuation des gaz est branché sur la machine. De plus, selon les machines, le système d'évacuation peut n'être connecté qu'à un circuit respiratoire (exemple figure 15). Il faut alors s'assurer que le système d'évacuation est branché convenablement selon le circuit choisi pour l'anesthésie à suivre.

Figure 15 : Exemple de machine (Moduflex® Coaxial) pour laquelle le système d'évacuation des gaz se branche différemment selon le circuit utilisé



VI.A.7.b. Vérification de l'état d'usure du système d'absorption avec absorbant

Il n'existe pas d'indicateur permettant de savoir si le réservoir est saturé. Ainsi, la vérification de ce dispositif se fait par la pesée du réservoir, qui doit être réalisée tous les jours pour s'assurer que la limite de poids indiquée par le fabricant n'est pas atteinte. Pour cela, il est nécessaire de posséder une balance sensible aux variations de 10g (Hughes, 2016).

VI.A.7.c. Vérification de l'état du système d'absorption passif-actif

Il convient de vérifier le système de ventilation régulièrement (nettoyage de la grille et remplacement du filtre le cas échéant) pour garantir la bonne élimination des gaz anesthésiques hors de la salle (Hughes, 2016).

VI.A.7.d. Précautions générales pour limiter l'exposition du personnel aux vapeurs d'anesthésiques volatils

Au-delà de l'installation permettant l'évacuation des gaz, il existe des pratiques quotidiennes à adopter pour réduire l'exposition du personnel aux gaz anesthésiques :

- Réalisation quotidienne des tests de fuites ;
- Utilisation de sondes endotrachéales appropriées pour éviter les intubations sélectives ;
- Eviter l'utilisation des masques ou des boîtes à induction ;
- Utiliser un débit de gaz frais approprié à l'animal ;
- En fin d'anesthésie, avant de déconnecter le patient, faire circuler du gaz frais seul dans le circuit pour évacuer les gaz anesthésiques résiduels ;
- Fermer le circuit après utilisation ;
- Installer un système de ventilation permettant l'extraction de l'air hors du bâtiment ;
- Remplir le vaporisateur en fin de journée, dans un espace bien aéré et faire varier l'opérateur en évitant les personnes à risque comme les femmes enceintes ;
- Garantir un bon entretien du matériel anesthésique pour éviter les fuites ;
- Tester la présence résiduelle de gaz anesthésiques dans les locaux tous les 6 mois (Hughes, 2016).

VI.A.8. Choix du circuit et du ballon

VI.A.8.a. Connection du circuit à utiliser sur l'arrivée de gaz frais de la machine

En fonction de l'animal allant subir l'anesthésie, il est nécessaire de connecter le circuit souhaité (circuit de Bain ou réinhalatoire) sur l'arrivée de gaz frais de la machine. Pour cela, la convention est d'utiliser le circuit réinhalatoire pour les animaux de plus de 10kg. En effet le circuit réinhalatoire étant constitué de volumes morts importants, l'animal anesthésié doit disposer des capacités musculaires et pulmonaires suffisantes pour faire circuler les gaz dans ce circuit. Aussi, pour les animaux de plus de 10kg l'utilisation du circuit non-réinhalatoire n'est pas économique ni écologique car le débit de gaz frais nécessaire et la quantité de CO₂ évacuée dans l'air de la pièce seraient trop conséquents. Ainsi, on utilise le circuit non-réinhalatoire de Bain pour les animaux de moins de 10kg (Hughes, 2016).

VI.A.8.b. Evaluations relatives au ballon

Avant l'anesthésie il est nécessaire de brancher le ballon correspondant à l'animal. On rappelle une formule simplifiée pouvant être utilisée :

$$\text{Volume du ballon en ml} = 15 \text{ mL/kg} \times 6 \times \text{poids} = 90 \times \text{poids}$$

Par une inspection visuelle, il faut s'assurer que le ballon n'est pas perforé ou fissuré, puis qu'il est correctement enclenché car ce site est un lieu fréquent de fuites sur la machine (Hughes, 2016).

VI.A.9. Vérification du fonctionnement de la machine et des tuyaux respiratoires

Quotidiennement, il faut réaliser des tests permettant de détecter la présence de fuite sur la machine, quelle qu'en soit l'origine exacte. L'évacuation des gaz fait également l'objet d'un test individuel. D'autres tests permettent ensuite d'évaluer plus spécifiquement certains composants. Il est donc recommandé de les réaliser dans l'ordre ci-dessous, afin de faire les vérifications le plus rapidement possible.

VI.A.9.a. Test de pressurisation

Le test de pressurisation est un test de fuite généralisé à toute la machine. En imposant une pression donnée dans le système, le manomètre et/ou l'état de gonflement du ballon permettent de mettre en évidence une fuite éventuelle.

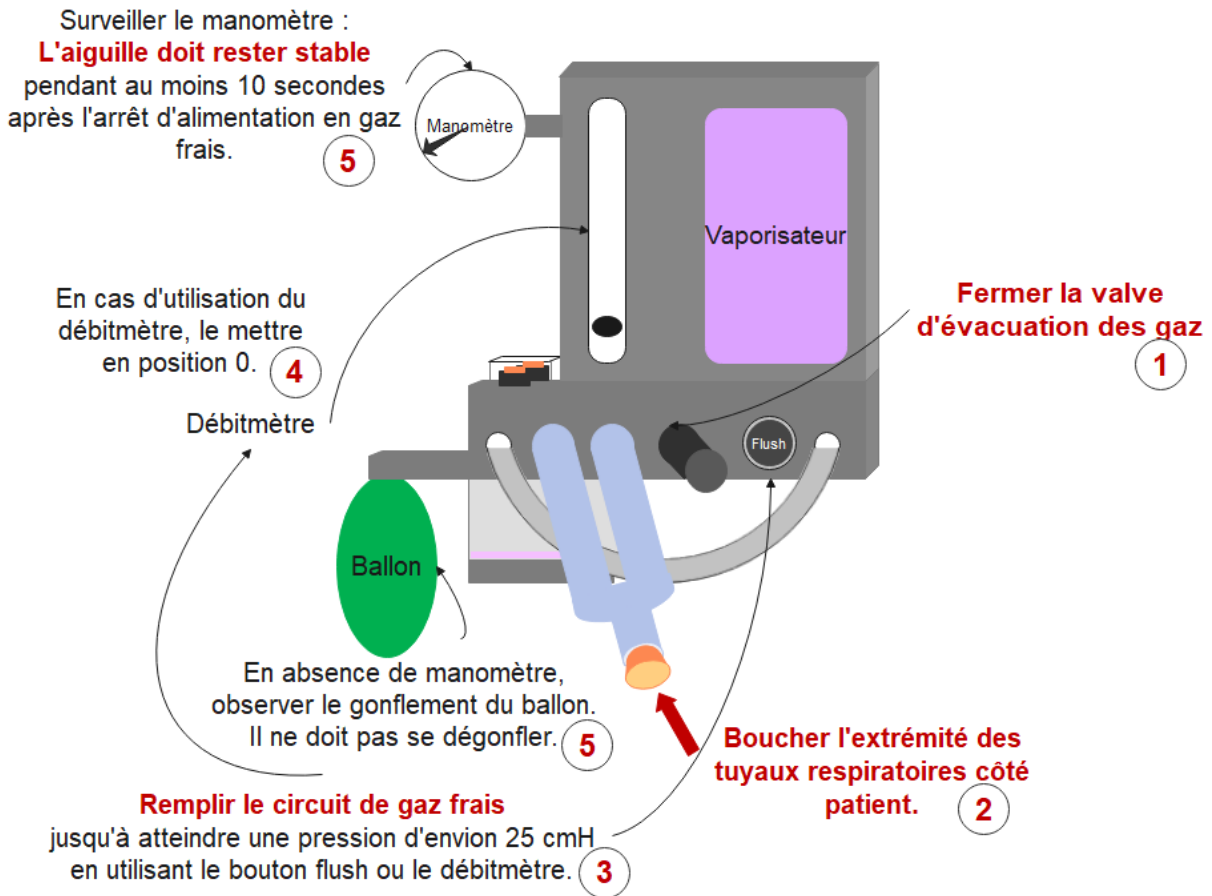
Ce test doit être réalisé systématiquement pour les deux circuits réinhalatoire et de Bain selon les étapes suivantes (également illustrées figure 16) :

- 1- Fermer la valve d'évacuation des gaz ;
- 2- Boucher le tuyau du circuit respiratoire côté patient avec un doigt ;
- 3- Remplir le circuit d'oxygène avec une pression d'environ 25 mmHg (en utilisant soit le débitmètre soit le bouton flush (attention dans ce dernier cas utiliser de brèves pressions en contrôlant le manomètre)) ;
En l'absence de manomètre le ballon doit être tendu, légèrement sous pression.
- 4- Fermer ensuite l'arrivée de gaz frais en cas d'utilisation du débitmètre ;
- 5- Observer le manomètre. L'aiguille doit rester fixe pendant au moins 10 secondes. Si la pression diminue, c'est qu'il existe une fuite dans le circuit.
En l'absence de manomètre on observe le ballon, si le ballon se dégonfle c'est qu'il existe une fuite.
- 6- En cas de fuite : utiliser le débitmètre pour établir quel débit d'oxygène permet de compenser la fuite. On tolère une fuite inférieure à 200mL/min.
- 7- Dans le cas d'un test de fuite positif avec une fuite supérieure à 200mL/min, il est nécessaire de chercher l'origine de la fuite qui se localise le plus souvent :
 - Au niveau des jonctions du circuit :
 - Tuyaux mal positionnés ou mal enfoncés,
 - Ballon mal enfoncé,
 - Mauvaise connexion à la sortie de gaz frais.
 - Aux points clés d'étanchéité :
 - Joints d'étanchéité rompus,
 - Mauvaise fermeture du filtre à CO₂ ou des capots des valves unidirectionnelles,
 - Valve d'évacuation des gaz mal fermée au moment du test ou défectueuse.
 - Sur certains éléments défectueux du système :
 - Ballon percé,
 - Tuyau percé ou fendu,
 - Défaut du vaporisateur (Hughes, 2016).

Après identification et correction de la fuite, réaliser de nouveau le test de pressurisation ;

- 8- Dans le cas d'un test de fuite négatif maintenir l'obstruction des tuyaux respiratoires côté patient avec le doigt et passer à l'étape suivante : le test de dépressurisation (Hughes, 2016).

Figure 16 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de pressurisation du circuit réinhalatoire



Le test de pressurisation sur le circuit non-réinhalatoire de Bain s'opère selon les mêmes étapes (illustrées ci-après figure 19).

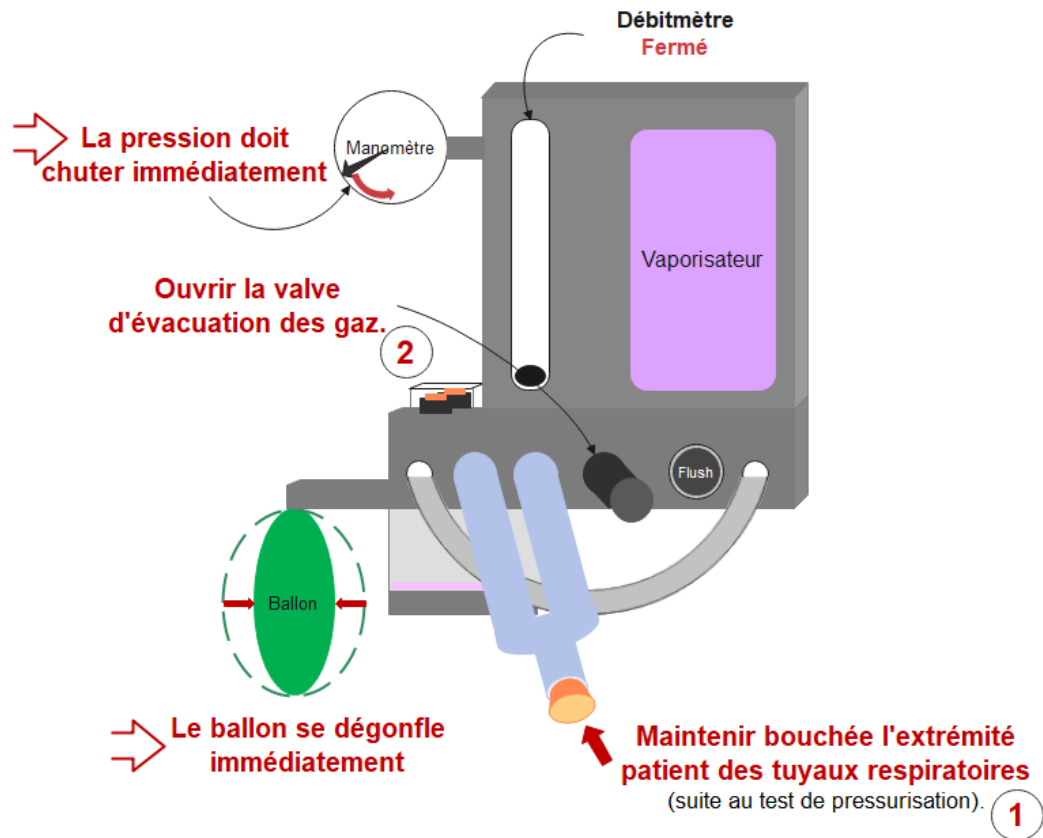
VI.A.9.b. Test de dépressurisation

Le test de dépressurisation est la suite logique du test de pressurisation. La pression dans le système doit être d'environ 25 mmHg au début du test. Il permet de vérifier le fonctionnement de l'évacuation des gaz.

La réalisation du test de dépressurisation se fait selon les étapes suivantes (illustrées également par la figure 17) :

- 1- Ouvrir la valve d'évacuation des gaz : Il faut observer que le système chute immédiatement en pression ;
- 2- Dans le cas d'un test de dépressurisation positif. Il faut en chercher la cause :
 - Valve d'évacuation défectueuse,
 - Obstruction au niveau des tuyaux d'évacuation,
 - Obstruction du circuit expiratoire (valve unidirectionnelle bloquée ou tuyau obstrué).
- 3- Retirer le doigt de l'embout du tuyau coté patient pour terminer le test (Hughes, 2016).

Figure 17 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de dépressurisation du circuit réinhalatoire



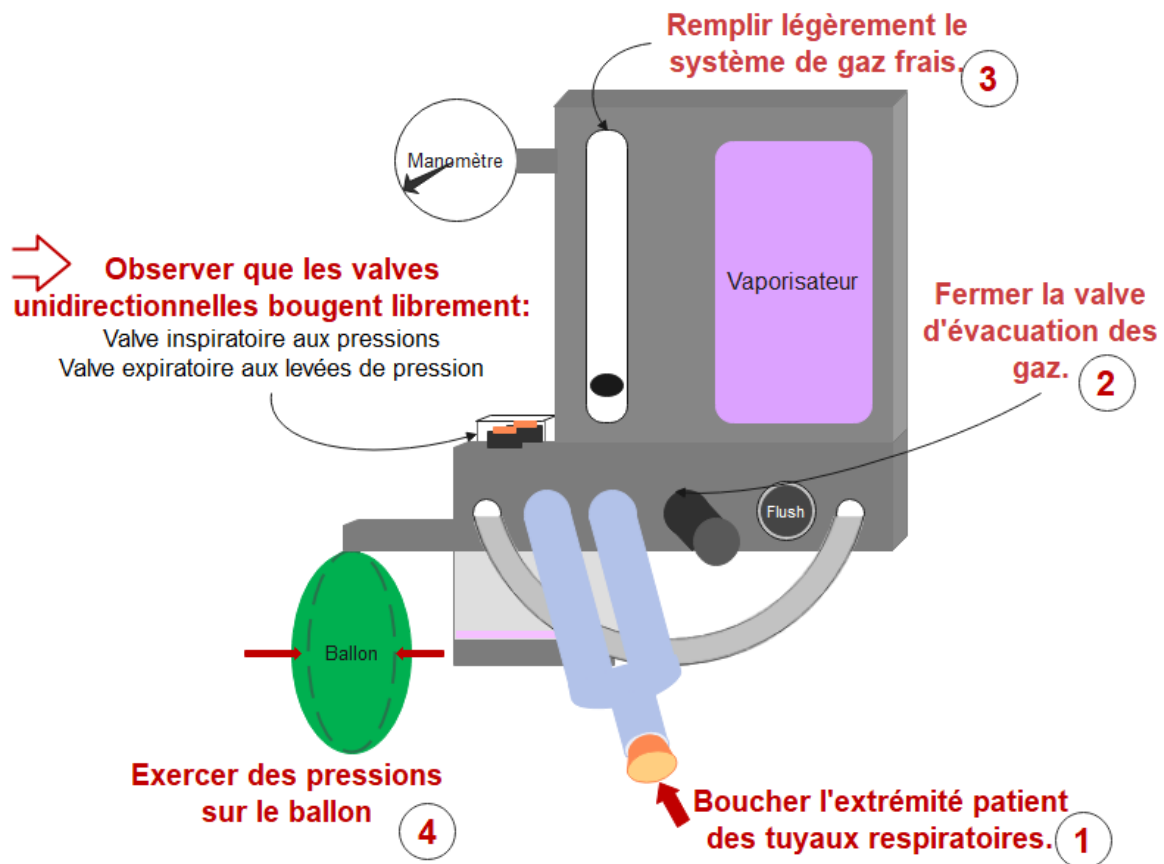
Le test de dépressurisation sur le circuit non-réinhalatoire de Bain s'opère selon les mêmes étapes (illustrées ci-après figure 20).

VI.A.10. Vérification des valves unidirectionnelles

Quels que soient les résultats des tests de pressurisation et de dépressurisation, il est nécessaire de vérifier le bon fonctionnement des valves unidirectionnelles. Pour cela il convient de suivre les étapes suivantes (illustrées figure 18) :

- 1- Boucher l'extrémité patient du tuyau respiratoire ;
- 2- Fermer la valve d'évacuation des gaz ;
- 3- Remplir partiellement le système de gaz frais ;
- 4- Presser plusieurs fois le ballon et observer que les valves unidirectionnelles bougent librement ;
- 5- Ouvrir la valve d'évacuation des gaz et déboucher l'embout du tuyau respiratoire côté patient pour terminer le test (Hughes, 2016).

Figure 18 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de vérification de la libre mobilité des valves unidirectionnelles



Une mauvaise mobilité des valves unidirectionnelles pourrait expliquer un test de dépressurisation anormal.

Dans ce cas, il est essentiel de changer la valve dysfonctionnelle :

- 1- Dévisser le capot transparent au-dessus de la valve ;
- 2- Changer, ou débloquer la valve ;
- 3- Revisser correctement le capot ;
- 4- Effectuer à nouveau le test de dépressurisation (Hughes, 2016).

VI.A.10.a. Vérification de l'intégrité des tuyaux respiratoires coaxiaux

Certains circuits, notamment le circuit non-réinhalatoire de Bain, fréquemment utilisé en médecine vétérinaire, sont composés de tuyaux coaxiaux dont l'intégrité est plus difficile à vérifier, notamment concernant le tube interne dont l'inspection visuelle est incertaine.

Pour cela on réalise les tests comme précédemment exposés (illustrées par la figure 19) :

- 1- Brancher le circuit de bain sur l'arrivée de gaz frais de la machine ;
- 2- Réaliser un test de pressurisation en suivant les étapes décrites précédemment (figure 19) (le protocole est identique au test de pressurisation sur circuit réinhalatoire) ;
- 3- Réaliser un test de dépressurisation en suivant les étapes susmentionnées et illustrées également par la figure 20 ci-après.

Figure 19 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : test de pressurisation pour le circuit non-réinhalatoire de Bain

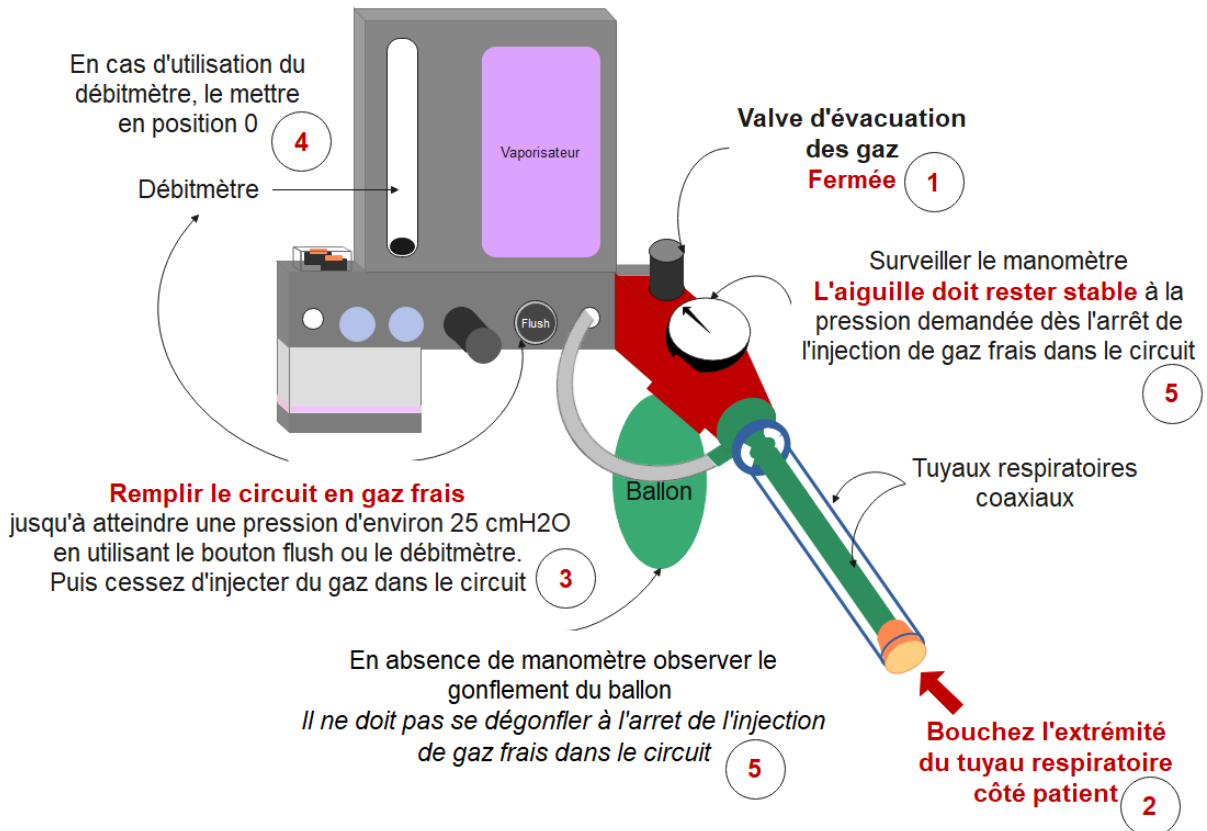
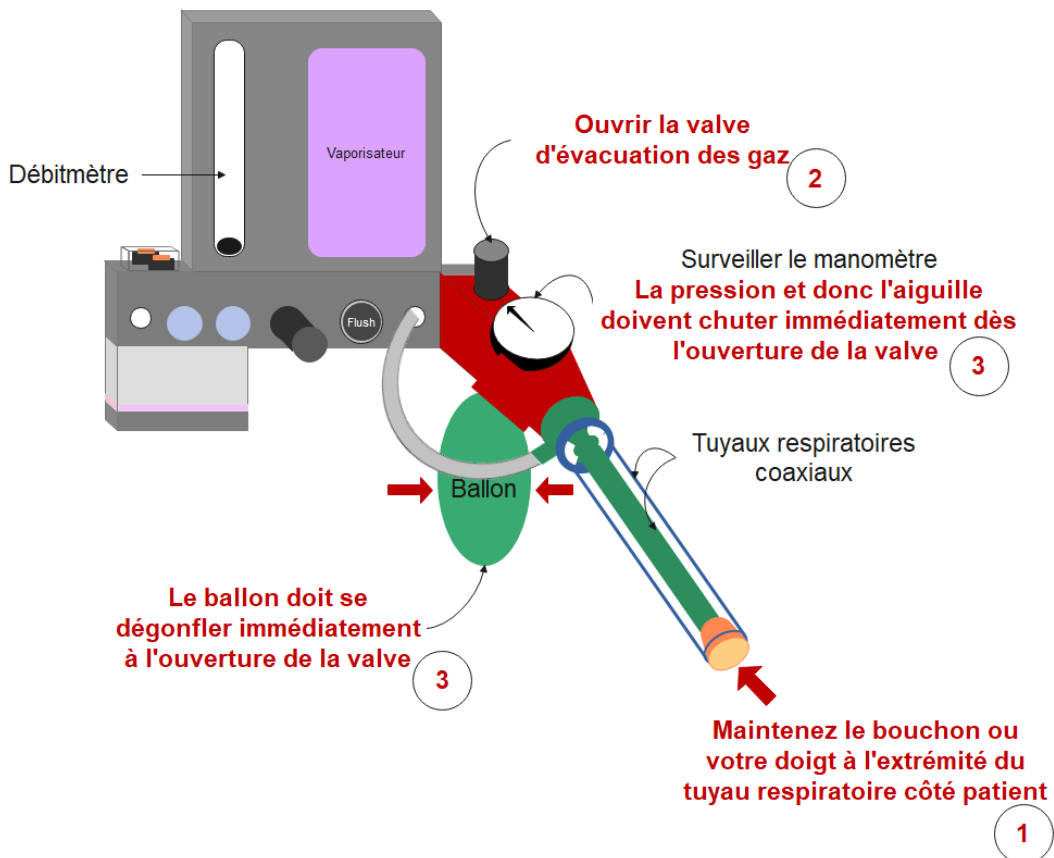


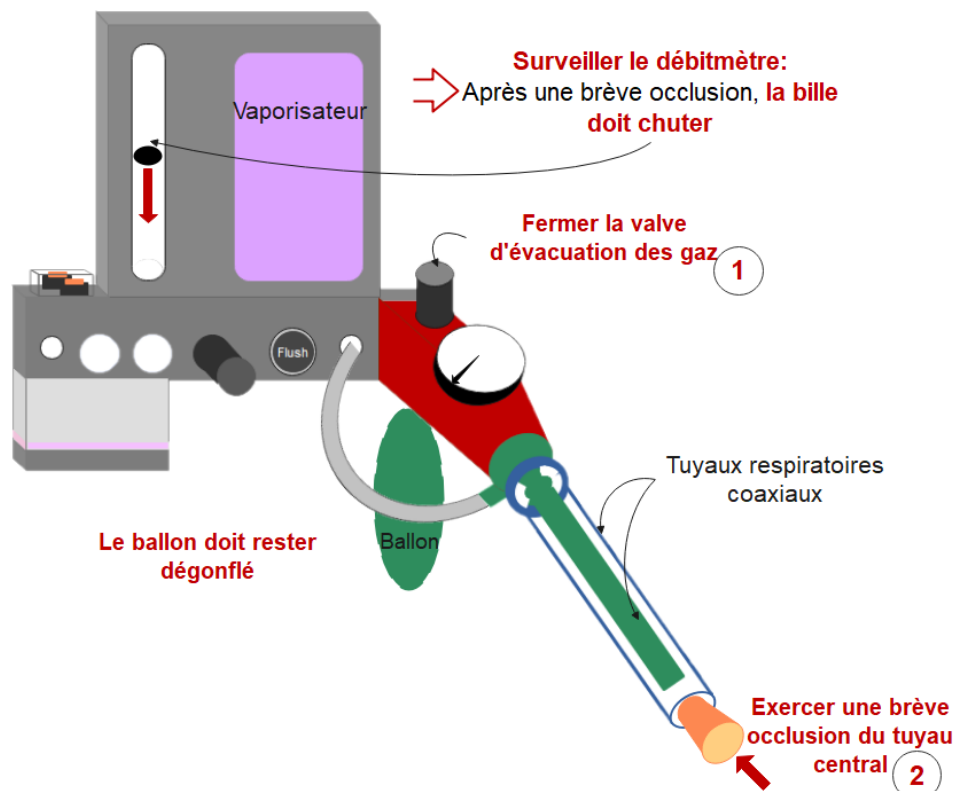
Figure 20 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : test de dépressurisation pour le circuit non-réinhalatoire de Bain



Il est ensuite possible de vérifier l'intégrité du tube interne du système coaxial par deux tests distincts :

- A. Le test d'occlusion (figure 21) est à réaliser avec précaution car il génère une contre-pression importante dans le système. Il doit se faire en suivant ces étapes :
- 1- Fermer la valve d'évacuation des gaz ;
 - 2- Ouvrir le débitmètre en imposant un débit de gaz frais de 4L/min ;
 - 3- Avec un doigt (si assez fin ou avec le piston d'une seringue de 2mL) boucher très brièvement le tube interne du système coaxial. Vous devez alors observer une descente de la cannette du débitmètre, due à la contre-pression exercée. Le Ballon doit rester dégonflé. En absence de chute de la bille et en cas de gonflement du ballon, il existe une brèche dans le tube interne du système coaxial (Hughes, 2016).

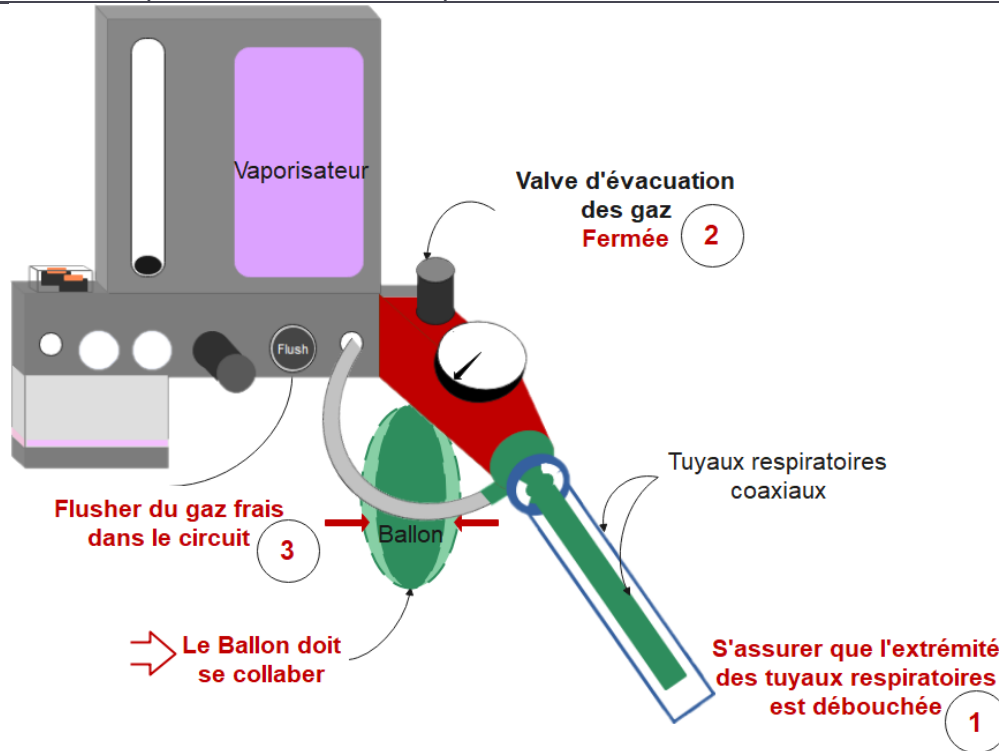
Figure 21 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : Test d'occlusion



- B. Le test de Pethick (figure 22) est en pratique, davantage utilisé et prend source sur le principe de l'effet Venturi (voir l'annexe 3) :
- 1- Fermer la valve d'évacuation des gaz ;
 - 2- Boucher le système coaxial côté patient ;
 - 3- Remplir le système avec une pression équivalente à celle utilisée pour le test de pressurisation (25mmHg) ;
 - 4- Déboucher le système coaxial côté patient ;
 - 5- Injecter du gaz frais dans le circuit en utilisant le bouton « flush ». Pour ce test, après s'être assuré que le tuyau respiratoire est correctement débouché, on peut appuyer longuement sans risque sur le bouton flush. Si le tube interne du circuit coaxial est intact, on observe que la pression indiquée sur le manomètre chute instantanément et que le ballon se collabre par effet Venturi (aspiration du gaz contenu dans le tube externe et donc dans le ballon) (Hughes, 2016).
 - 6- En cas d'anomalie lors du test de Pethick :

- Si on observe que le ballon se gonfle pendant ce test, on suspecte une fuite au niveau du tube interne (provoquant le remplissage du tuyau externe et du ballon) ;
- Si l'on n'observe aucune modification on suspecte une fuite due à une perforation du tube externe, à un mauvais enclenchement du ballon ou à une mauvaise fermeture de la valve d'évacuation des gaz (Hughes, 2016).

Figure 22 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie : Test de Pethick



VI.A.11. Vérification de l'ouverture de la valve d'évacuation des gaz

À la fin des vérifications à réaliser sur la machine d'anesthésie, il est indispensable de vérifier l'ouverture de la valve d'évacuation des gaz. Pour rappel, le maintien de la valve en position fermée est l'une des erreurs source d'incidents anesthésiques les plus fréquentes. Ainsi, une attention particulière doit être apportée à cette étape.

VI.B. Vérification de la sonde endotrachéale

VI.B.1. Vérification de l'état de la sonde endotrachéale

Avant d'intuber l'animal, il est fondamental de vérifier l'état de la sonde. Il faut tout d'abord s'assurer de la propreté extérieure comme intérieure de la sonde. Ensuite, il est nécessaire de détecter une éventuelle fuite. Pour cela, on peut soit gonfler le ballonnet et le laisser ainsi pendant 10 minutes pour observer un éventuel dégonflement, soit immerger la sonde dans l'eau afin de visualiser des bulles correspondant à l'éventuelle fuite. Pour finir, il faut vérifier que la sonde soit munie d'un connecteur de 15mm à l'embout permettant le branchement à la machine.

Autrement, la taille de la sonde doit être adaptée à l'animal : l'extrémité proximale doit être extérieure à la gueule de l'animal et l'extrémité distale de la sonde doit arriver à l'entrée du thorax, cou fléchi (Hughes, 2016).

VI.B.2. Vérification de l'étanchéité de la sonde endotrachéale

Après intubation, pour garantir une intubation non sélective et donc, un bon apport d'oxygène à l'animal, sans fuite d'anesthésique volatil dans l'environnement, il convient de vérifier la bonne adaptation du diamètre de la sonde à celui de la trachée. Pour cela, une fois l'intubation réalisée et la sonde connectée à la machine, il faut réaliser une ventilation manuelle avec une pression inférieure à 12mmHg et écouter au niveau de la gueule de l'animal. Si une fuite est entendue, il suffit de gonfler légèrement le ballonnet à l'aide d'une seringue sèche et de répéter l'opération jusqu'à ce qu'aucune fuite ne soit plus entendue. Si la sonde ne dispose pas de ballonnet, il est nécessaire d'extuber et de choisir une sonde de plus large diamètre ou disposant d'un ballonnet (Hughes, 2016).

VI.C. Vérification de la perméabilité du cathéter intraveineux périphérique

Avant l'induction de l'animal, il faut vérifier la perméabilité du cathéter intraveineux posé au patient afin de garantir l'administration correcte des molécules et de la fluidothérapie.

Cette vérification doit être réalisée immédiatement après la pose du cathéter pour vérifier sa bonne position dans la veine et juste avant l'induction pour garantir que le cathéter ne soit ni déplacé ni obstrué par un caillot sanguin par exemple.

Deuxième partie : Enseignement de l'anesthésie gazeuse en école vétérinaire et réalisation d'un parcours pédagogique traitant les points essentiels de la préparation d'une anesthésie gazeuse ayant pour support des ateliers de simulation avec des fiches pédagogiques et un parcours de e-learning interactif.

I. La simulation dans l'enseignement médical

I.A. Histoire et enjeux de la simulation dans l'enseignement médical

La nécessité d'utiliser des modèles pour apprendre les gestes techniques apparaît précocement dans l'histoire de l'enseignement médical. Les premiers types de simulation utilisés sont la pratique de gestes techniques sur des cadavres et l'apprentissage de l'anatomie par dissection. Ces techniques ont ensuite été développées par les vétérinaires avec la création de modèles en trois dimensions, tels que les chevaux des écorchés de Fragonard visibles au musée du même nom à l'École Nationale vétérinaire d'Alfort (EnvA) (Rosen, 2008).

Dès le XVIII^e siècle, la sage-femme Mme Du Coudray crée les premiers mannequins permettant de former les matrones aux gestes obstétricaux et parcourt la France pendant 25 ans pour former, grâce à ces mannequins, plus de 4000 sages-femmes permettant une diminution significative de la mortalité néonatale (Granry et Moll, 2012).

Les objectifs de la simulation pour l'enseignement des métiers à risques sont communs, le principal étant toujours de garantir la sécurité des clients ou des patients selon le métier. Le second, est aussi gage de réussite de l'enseignement par la simulation et participe à la réduction d'erreurs ou de risques comme dans l'exemple précédent par la réduction de la mortalité néonatale après formation des sages-femmes avec des mannequins. Le troisième objectif consiste en la réduction des coûts, par exemple mesurée dans le nucléaire avec « une diminution de 20% de la fréquence d'arrêts automatiques des réacteurs » après mise en place de l'apprentissage par la simulation (Granry et Moll, 2012)

Concernant l'utilisation des modèles animaux, en 1959, William Russel et Rex Burch, publient « *The principles of humane experimental technique* ». Leur publication représente une charnière dans l'histoire de l'utilisation du modèle animal pour l'expérimentation. Leur travail est connu sous le nom de principe des « 3Rs », nomination relative aux initiales des trois objectifs émis en vue de respecter davantage le bien-être animal dans le cadre de leur utilisation à des fins scientifiques :

- « Remplacer » au maximum les animaux par des modèles inertes ;
- « Réduire » tant que possible le nombre d'animaux utilisés quand ils sont irremplaçables ;
- « Raffiner » les protocoles expérimentaux lorsque l'utilisation d'animaux est indispensable afin de diminuer au mieux le stress et la douleur de ceux-ci (Russell et Burch, 1959).

Après avoir été ignoré, ce principe a été repris et appliqué à de nombreux travaux de recherche. Le principe de remplacement, c'est-à-dire, l'utilisation de modèles inertes permet la production de modèles et d'environnements standardisés. De fait, son application au-delà du respect de l'animal limite la variabilité dans les études. Le principe de raffinement permet également l'obtention de données plus fiables puisque, par définition selon Russel et Burch, vise à minimiser le stress et la douleur, facteurs influençant de manière significative de nombreux paramètres biologiques (Flecknell, 2002).

En Europe, c'est la directive 2010/63/EU qui a promulgué pour la première fois ce principe des « 3Rs » dans l'environnement légal de la protection du bien-être animal dans le monde scientifique (Commission européenne, 2010).

Dans le domaine de la santé humaine, naît parallèlement le concept de « Jamais la première fois sur le patient ». Ce concept vient de l'idée que pour garantir la sécurité du patient les apprenants doivent avoir réalisé les gestes techniques dans un exercice de simulation avant de les pratiquer dans leur exercice. Il a d'abord été largement diffusé en Amérique du Nord puis en Europe du Nord, particulièrement au Royaume-Uni puis promu en France par un rapport de mission de la HAS en 2012 (Granry et Moll, 2012). Par la suite, c'est en 2017, par le rapport de mission du Conseil Général de l'Alimentation, de l'Agriculture et des Espaces Ruraux (CGAAER) que cette notion intègre les recommandations en matière de formation dans le milieu de la médecine vétérinaire.

Dans le monde scientifique, la simulation est donc une alternative indispensable à l'utilisation des modèles animaux et permet de respecter le principe de « remplacement » promulgué par la commission européenne. La simulation s'inscrit également dans la nouvelle politique de la médecine humaine dictée par la HAS, qui instaure en 2012 la doctrine : « Jamais la première fois sur le patient » en tant qu'« objectif éthique prioritaire ». Par soucis d'adéquation avec la médecine humaine au sein du concept « *One Health* » (« Une Seule Santé ») cet objectif est adopté en médecine vétérinaire en 2017. Néanmoins, aujourd'hui, les modèles animaux restent couramment utilisés pour apprendre, par exemple, l'anatomie aux étudiants dès le lycée. Les enjeux éthiques engendrés par la nouvelle place de l'animal dans la société imposent une nouvelle réflexion sur les méthodes d'apprentissage de la médecine humaine comme vétérinaire et provoquent une nouvelle phase de recherche pour le développement de la simulation.

I.B. Les perspectives d'avenir de la simulation : le modèle de l'aviation adaptée à la médecine humaine ou vétérinaire

La simulation moderne avec la reproduction d'un environnement de travail le plus fidèle possible, apparaît dans le domaine de l'aviation, en 1920, avec le développement des premiers simulateurs de vol ayant pour objectif de familiariser les pilotes avec les erreurs fréquentes et ainsi permettre un entraînement garantissant une meilleure sécurité des passagers (Aebersold, 2016).

L'évolution technologique, avec l'apparition des ordinateurs, a permis la production de simulations de plus en plus complexes et réalistes avec l'apparition du premier simulateur de vol complet en 1970, appliqué par la suite aux simulations de vol spatiaux (Rosen, 2008).

Ces nouvelles technologies permettent la définition de nouveaux objectifs pour l'apprentissage des métiers à risques par la simulation. En 1999, Helmreich *et al.* publient dans le journal de la psychologie de l'aviation un état des lieux de l'évolution de la simulation et de son importance dans la réduction du risque d'erreurs humaines. Dans un premiers temps les auteurs insistent sur le fait que l'erreur humaine est « omniprésente et inévitable » et

s'interrogent alors sur l'impact réel de la simulation dans l'entraînement des pilotes. Ils décrivent alors l'apport de la simulation en le déclinant en trois piliers d'importance croissante :

- Limiter le nombre d'erreurs ;
- Favoriser la détection des erreurs à venir ou passées ;
- Limiter le poids des conséquences de ces erreurs si elles ont lieu.

Les auteurs insistent également sur l'importance de cet entraînement par la simulation pour limiter le stress, permettant aux apprenants de se familiariser avec des situations d'urgences pouvant être rencontrées (Helmreich *et al.*, 1999).

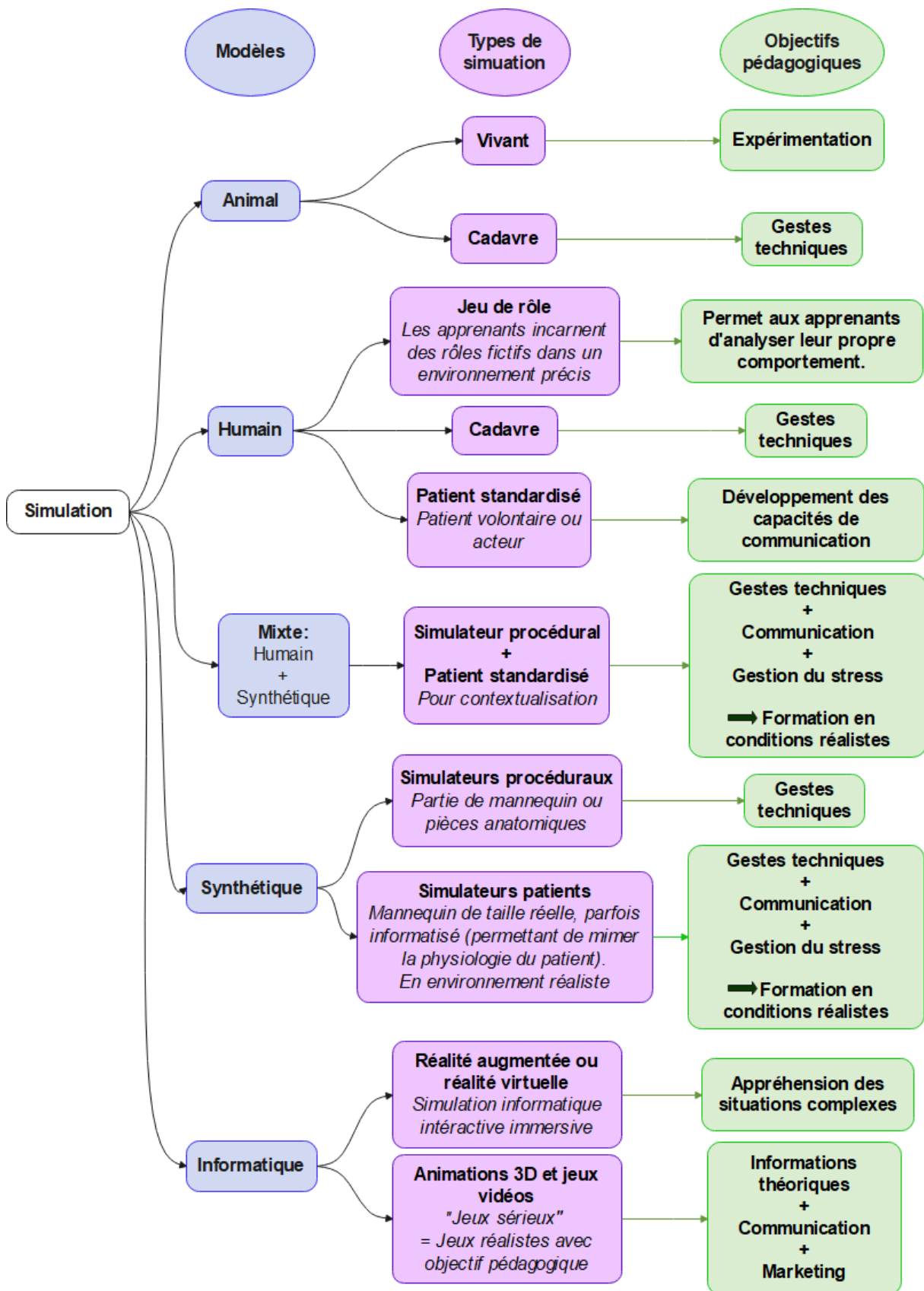
En médecine, c'est le domaine de l'anesthésie qui fût pionnier dans la réalisation de modèles de simulation fidèles à la réalité, avec le premier simulateur d'anesthésie conçu en 1960. En 1986, l'université de Stanford présente à la Société Américaine des Anesthésiologistes (ASA) la première pièce recréant l'environnement et les tâches rencontrées dans un bloc opératoire (Gaba et DeAnda, 1988). Aujourd'hui dans le milieu de la santé, la simulation est très représentée dans la formation aux disciplines dites à risque, dans des environnements stressants comme les urgences, la réanimation, l'anesthésie, l'obstétrique et la néonatalogie (Granry et Moll, 2012) .

I.C. Les différents types de la simulation comme outil d'enseignement

Dans l'enseignement moderne, la simulation prend plusieurs aspects (jeux de rôle, simulation pratique standardisée sur mannequin ou en réalité virtuelle...) et permet de manière générale d'intégrer et d'appliquer des connaissances pratiques et théoriques. Les différents types de simulations utilisées pour l'enseignement et leur principaux objectifs pédagogiques, notamment dans le milieu de la santé, sont représentés ci-après par la figure 23. La réflexion autour de cas cliniques peut également être conçue comme un exercice de simulation (Rosen, 2008).

Dans le milieu de l'apprentissage de la médecine humaine, l'utilisation de modèles animaux correspond déjà à une forme de simulation. Néanmoins, on comprend qu'en médecine vétérinaire, pour respecter le concept « Jamais la première fois sur le patient » la simulation doit prendre d'autres aspects et utiliser, pour l'apprentissage des gestes techniques, des technologies et des matériaux modernes pour recréer les conditions au plus près du réel.

Figure 23 : Les types de simulation existant dans le milieu de la santé d'après Granry et Moll, 2012



I.D. Apport de la simulation pour l'enseignement de la médecine humaine et vétérinaire

En 2011, Nestel *et al.* conduisent une méta-analyse afin de déterminer les avantages de la simulation dans l'acquisition de compétences procédurales dans le milieu de la santé. Sur la période de 2000 à 2010, 81 articles sont retenus, couvrant différents domaines et tous niveaux d'apprentissages : des étudiants en formation initiale aux cliniciens en formation continue. Bien que la majorité des études analysées se concentrent sur des intérêts à court terme, cette méta-analyse permet aux auteurs d'émettre les conclusions suivantes : la simulation améliore les connaissances cognitives par la possibilité de répétition de compétences psychomotrices dans un environnement sécurisé, lors d'utilisation de simulateurs procéduraux ou de simulateurs patients. Aussi, la possibilité pour les apprenants de s'arrêter et de revenir en arrière, autant de fois que nécessaire pour réussir leur procure satisfaction, leur permet de détecter plus facilement les erreurs et de mieux les appréhender par la suite (Nestel *et al.*, 2011).

Lors d'une étude réalisée en 2017 à l'université Murdoch en Australie, les étudiants vétérinaires, suite à leur entraînement sur des ateliers de simulation pour l'apprentissage des étapes clés de l'anesthésie, définies dans cette étude comme la pose de cathéter intraveineux, l'intubation endotrachéale et le calcul de dose, ont témoigné d'une réduction de leur anxiété leur permettant d'aborder la pratique clinique dans de meilleures conditions psychologiques, avec notamment plus de confiance en eux (Musk *et al.*, 2017). Le sentiment positif le plus rapporté par les étudiants vétérinaires et leur permettant d'accéder aux meilleures conditions d'apprentissage, est un temps et une manière adéquats de préparation. Cette préparation peut consister simplement en des lectures mais aussi en l'utilisation d'ateliers de simulation (Langebæk *et al.*, 2012). Dans cette étude de Langebæk *et al.* de 2012, les étudiants rapportent dans 96% des questionnaires que l'entraînement sur des simulateurs procéduraux est un prérequis à l'abord de la chirurgie dans de bonnes conditions.

La simulation a donc pour avantage de préparer les étudiants dans des conditions de travail favorables à leur apprentissage, en garantissant une atmosphère positive et la possibilité de répéter la réalisation des ateliers si nécessaire. En effet, il est prouvé que l'apprentissage est favorisé par des émotions positives permettant une meilleure capacité de concentration et de plus grandes capacités de mémorisation pour les apprenants (Organisation for Economic Cooperation and Development (OECD), 2007).

I.E. Etat des lieux de la place de la simulation dans l'enseignement de la médecine vétérinaire

Dans son rapport de mission de 2017 : Le Conseil Général de l'Alimentation, de l'Agriculture et des Espaces Ruraux (CGAAER) décrit les enjeux du développement de la simulation dans l'enseignement vétérinaire :

- Faire évoluer la pédagogie en s'appuyant sur :
 - L'évolution de la place de l'animal dans la société,
 - La révolution numérique,
 - La cohérence avec l'évolution pédagogique en médecine humaine pour le développement du concept « *One Health* »;
- Diffuser la simulation, comme outil d'apprentissage, pour augmenter l'attractivité de la formation vétérinaire dans les écoles françaises (pour la formation initiale et continue) ;
- Motiver l'intensification de la coordination entre les quatre Ecoles Nationales vétérinaires (ENV) (Vanelle et Saï, 2017).

Ainsi pour obtenir l'accréditation européenne délivrée par l'Association Européenne des Etablissements d'Enseignement Vétérinaire (AEEEV), les ENV doivent désormais être en mesure de fournir aux étudiants des moyens variés (comprenant des ateliers de simulation) pour leur permettre d'appréhender les gestes techniques et d'être évalués sur ceux-ci (European System of Evaluation of Veterinary Training (ESEVT), 2019).

En 2021, toutes les ENV possèdent des salles de simulation mettant à la disposition des étudiants des simulateurs procéduraux et des simulateurs mannequins, pour qu'ils se familiarisent avec des gestes techniques, parfois contextualisés dans des activités menées par des formateurs. L'EnvA est cependant l'école la plus avancée dans le projet de l'intégration de la simulation dans la formation des étudiants vétérinaires. En effet, elle est aujourd'hui la seule école rendant obligatoire au sein de la formation initiale l'utilisation des ateliers de simulation et les utilisant pour l'évaluation des étudiants : parcours pédagogique de simulation autour de la préparation d'une anesthésie gazeuse.

En décembre 2012, suite à son rapport de mission promulguant l'utilisation de la simulation comme outil d'enseignement dans le milieu de la santé, la HAS émet un « Guide des bonnes pratiques en matière de simulation en santé » afin de permettre aux formateurs de concevoir des simulations apportant une plus-value pédagogique aux programmes préexistants.

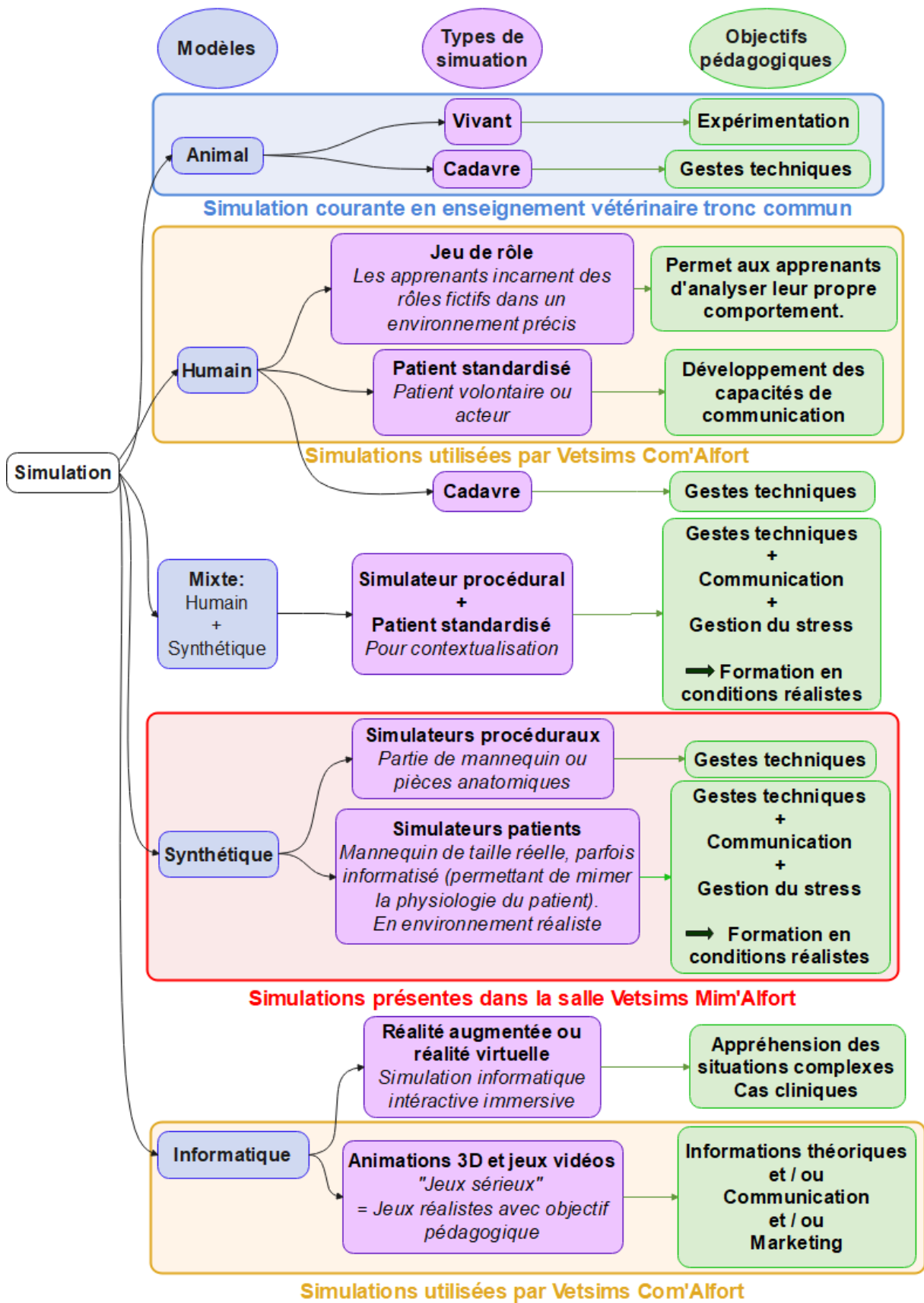
La conception du parcours pédagogique de simulation pour l'apprentissage des évaluations pré-anesthésiques et de la vérification de la machine d'anesthésie gazeuse s'organise selon ce guide (Haute Autorité de santé, 2012).

I.F. Analyse de la situation : Enseignement de l'anesthésie à l'École nationale vétérinaire d'Alfort (EnvA) et simulations préexistantes concernant l'anesthésie

I.F.1. Présentation des différents types de simulation présent au sein de l'enseignement à l'EnvA

Ajouté à l'apprentissage de l'anatomie par la dissection et des gestes de base en chirurgie sur cadavre, pour répondre à la nouvelle dynamique de l'enseignement médical, l'EnvA a intégré plusieurs types de simulation au service de la formation initiale. Ces enseignements fournis à travers des exercices de simulation sont réunis au sein d'une plateforme appelée « Vetsims » et divisés en deux catégories : la simulation au service de l'apprentissage des gestes techniques et la simulation au service de l'apprentissage du marketing, du management et de la communication (gestion client et travail en équipe). Les types de simulation utilisés comme outil d'apprentissage dans l'enseignement à l'EnvA sont représentés dans la figure 24.

Figure 24 : Types de simulation présents au sein de la formation initiale vétérinaire à l'EnvA (parmi ceux décrits par Granry et Moll, 2012)



La simulation au service du marketing, du management et de la communication inclut à nouveau différents types de simulation. La formation initiale inclut au cours du second semestre de la troisième année une semaine de « *business game* » associant à la fois jeu de rôle et jeux vidéo et pendant laquelle les étudiants doivent monter une clinique vétérinaire fictive en rencontrant des professionnels (fournisseurs, banquiers...). L'aspect communication est particulièrement développé par la plateforme Vetsims Com'Alfort qui reproduit une salle de consultation dotée d'une vitre sans teint où les étudiants rencontrent des acteurs pour simuler des consultations et analyser leur propre comportement et celui de leurs camarades lors de l'exercice.

Les gestes techniques sont pratiqués par les étudiants dans une salle appelée Vetsims Mim'Alfort, proposant différents types de modèles inertes : simulateurs procéduraux, simulateurs patients et pièces anatomiques. L'organisation et le fonctionnement de cette salle sont détaillés ci-après. Pour plus de concision, la plateforme Vetsims Mim'Alfort sera désignée par le terme « Vetsims » dans la suite du document.

La plateforme informatique de type Moodle (*Modular Object-Oriented Dynamic Learning Environment*) de l'école appelée « Eve Alfort » (hébergée à l'adresse suivante : <https://eve.vet-alfort.fr>) permet également de fournir aux étudiants une grande variété de supports pédagogiques interactifs sous forme de cas cliniques interactifs individuels ou au sein de l'hôpital virtuel, de questionnaires d'auto-évaluation et de vidéos explicatives ou interactives dont le développement a été fortement accéléré par la nécessité d'enseignement à distance lors de la pandémie de Covid-19.

I.F.2. Description de la salle de simulation Vetsims

I.F.2.a. Organisation et fonctionnement de la salle

La salle Vetsims, créée en 2016, est une salle de plus de 120m² située sur le campus de l'école vétérinaire d'Alfort, proposant aux étudiants différents ateliers de simulation pour les former aux gestes techniques rencontrés en pratique vétérinaire.

M. Louis Ballet, occupe le poste d'ingénieur pédagogique à plein temps, mettant à profit sa formation et son expérience dans le milieu de l'expérimentation animale et en tant qu'éducateur pour accompagner les étudiants. Il a aussi pour rôle d'entretenir et d'améliorer les ateliers de simulation, de gérer les stocks de matériel acquis par dons ou par financements ainsi que d'assurer la coordination avec les trois autres écoles vétérinaires (conformément aux recommandations du CGAAER (Vanelle et Saï, 2017)).

Les étudiants ont accès à ces simulations lors de sessions obligatoires dans leur planning de formation initiale et sont alors encadrés soit par des enseignants dans le cadre de sessions spécialisées (en obstétrique bovine par exemple) soit par l'ingénieur pédagogique. Ils ont aussi libre accès à la salle tous les lundis de 16h à 18h30 et jeudis de 14h-18h.

I.F.2.b. Fonctionnement des ateliers

Pour organiser son apprentissage, chaque étudiant de l'EnvA dispose d'un espace personnel sur la plateforme pédagogique de type Moodle de l'EnvA. Cet espace lui donne accès à différents supports de *e-learning*. Une rubrique de cette plateforme est dédiée à la salle Vetsims et présente les ateliers de simulation présents dans cette salle, en les organisant par domaines d'apprentissage (vue de la page Vetsims de la plateforme Moodle de l'EnvA représentée figure 25).

Figure 25 : Vue de l'espace personnel étudiant de la page Vetsims sur la plateforme type Moodle de l'EnvA appelée "Eve Alfort"

VetSims Mim'Alfort

La plateforme de simulation vétérinaire de l'EnvA

Comité de pilotage : Dr Vincent Mauffré, Dr Mathieu Manassero, Dr Christelle Maurey, Dr Céline Bou...
Coordination générale : Pr Henry Chateau

Instruction : un clic sur le titre de la section affiche ou masque cette section

- Forums
- Liens utiles pour les révisions
- Informations pratiques
- Horaires d'ouverture / Inscription
- Propédeutique et techniques d'examen
- Diagnostic et examens complémentaires
- Soins et traitements
- Liste des ateliers en fonction des UC
- Vidéos explicatives

Activités

- Contenu interactif
- Devoirs
- Forums
- Paquetages SCORM
- Ressources
- Sondages
- Tests
- Woodlap

Derniers badges

- 2^{ème} étoile VetSims
- 1^{ère} étoile VetSims
- Flocon VetSims
- Ploü Ploü VetSims

n-04 Deuxième Etoile VetSims n-03 Première Etoile VetSims
n-02 Flocon VetSims n-01 Ploü Ploü VetSims

Progression

MAINTENANT

Réaliser une ponction veineuse étape 1 sur tube caché (UE 091)

Terminé

Les ateliers de simulation sont donc présentés dans les rubriques suivantes :

- « Propédeutique et techniques d'examen » : Ateliers formant et familiarisant les étudiants avec les gestes et le matériel de base en pratique vétérinaire (par exemple : utilisation du stéthoscope, montage de collerette, contention et manipulation des animaux...) ainsi qu'avec les techniques et gestes de base en chirurgie (reconnaissance des instruments, habillage stérile, maîtrise des différents types de suture...),
- « Diagnostic et examens complémentaires » : Ateliers regroupés en sous-groupes, : prélèvements sanguins ou injections intraveineuses, Imagerie (Radiologie et Echographie), Analyses biologiques (Biochimie, Hématologie, Cytologie, Bactériologie, Dermatologie),
- « Soins et traitements » : Ateliers permettant la simulation de prises en charges fréquemment rencontrées (pansements, attelles, sutures, obstétrique bovine, anesthésie).
 - « Liste des ateliers en fonction des UC » : dans cette rubrique, les ateliers sont groupés par unité d'enseignement.

Sur place, chaque simulation est encadrée par l'ingénieur pédagogique, ainsi que par des fiches explicatives, permettant aux étudiants un apprentissage supervisé mais autonome. Chaque fiche est organisée comme suit :

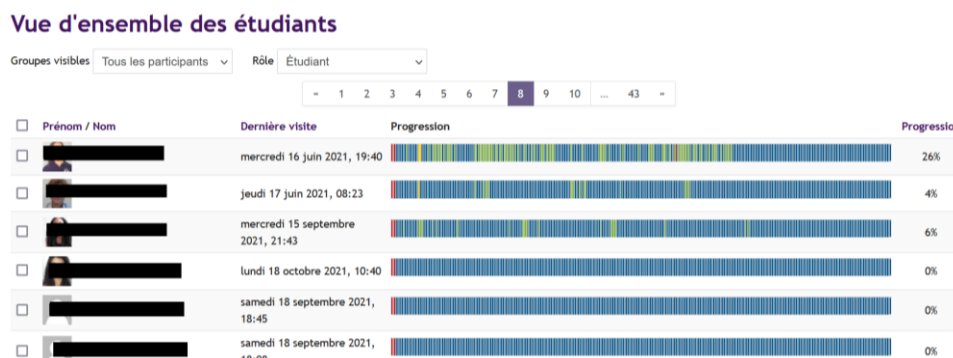
- En-tête (figure 26) avec :
 - o Logo de la salle Vetsims ;
 - o Niveau de difficulté identifié par un code couleur allant du vert au noir avec une difficulté croissante ;
 - o Numéro et titre de l'atelier ;
 - o Le QR-code (*quick response-code*) à scanner avec un téléphone ou une tablette.
- Introduction avec :
 - o Les ateliers ayant éventuellement dû être réalisés en amont,
 - o La justification du poste de travail,
 - o Les objectifs pédagogiques de l'atelier,
 - o Les éventuelles précautions à prendre ;
- Le corps de la fiche expliquant l'atelier décrit :
 - o Le matériel nécessaire,
 - o Le fonctionnement de l'atelier,
 - o Les éventuelles préparations préalables à la réalisation de l'atelier,
 - o Les différentes étapes illustrées avec une correction au fur et à mesure ou en fin de fiche selon le type d'atelier ;
 - o La fiche se termine avec les recommandations de fin d'atelier (consignes de rangement, atelier suivant conseillé, support de *e-learning* associé ...).

Figure 26 : Exemple d'en-tête d'une fiche support d'atelier pédagogique présentant le niveau de difficulté



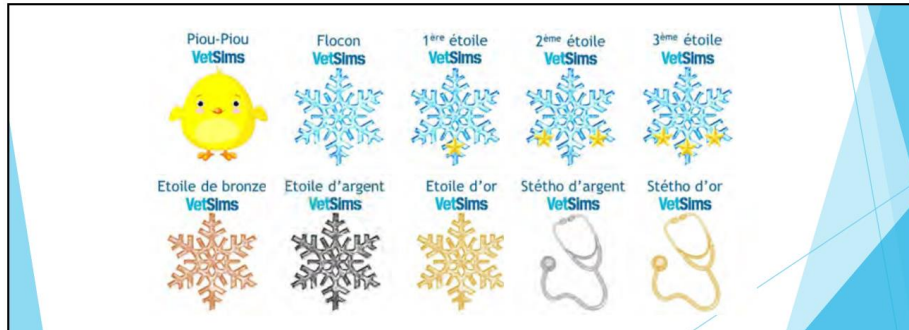
Chaque atelier est donc associé à un QR-code que l'étudiant peut scanner et lui permet de suivre sa progression sur la plateforme pédagogique de type Moodle de l'EnvA et de se construire un « passeport » des gestes de base qu'il a appris à faire avant son arrivée en clinique en cinquième année (cursus en vigueur depuis 2021). Ces QR-codes permettent également aux enseignants de suivre la progression des étudiants (figure 27) sur les ateliers disponibles en salle Vetsims ou en *e-learning*.

Figure 27 : Barres de progression des étudiants disponibles pour les encadrants sur la plateforme Moodle de l'EnvA



Au fur et à mesure que l'étudiant réalise des ateliers et scanne des QR-codes il gagne des badges numériques (figure 28), témoins de sa progression sur les ateliers de simulation en présentiel.

Figure 28 : Badges attribués aux étudiants en fonction de leur progression sur les ateliers de simulation disponibles en salle Vetsims (Vermot des Roches, 2017)



Ces QR-codes permettent également de suivre la fréquentation des ateliers et de la salle, permettant à l'ingénieur pédagogique d'adapter les horaires d'ouverture et les stocks de consommables en fonction des besoins au cours de l'année.

I.F.2.c. Supports multimédias associés à la salle Vetsims

A ces fiches explicatives s'ajoutent d'autres compléments d'apprentissages disponibles en *e-learning* sur la page Vetsims de la plateforme Moodle de l'EnvA. Ces médias peuvent être des questionnaires d'auto-évaluation, des vidéos pédagogiques ou des scénarios interactifs alliant diaporama de cours, vidéos et questionnaires. Ces supports de *e-learning* peuvent être utilisés par l'étudiant pour préparer son passage sur les ateliers ou pour faire la synthèse de ses connaissances acquises lors de la réalisation pratique des ateliers.

Cela permet à l'étudiant de préparer l'atelier ou de revoir les connaissances acquises lors de la réalisation pratique de celui-ci, depuis chez lui et quand il le souhaite. Avec la pandémie de covid-19, le canal vidéo permettant la visualisation des gestes techniques s'est beaucoup développé.

I.F.3. L'enseignement de l'anesthésie à l'EnvA

I.F.3.a. Compétences attendues en sortie d'école vétérinaire

Les compétences attendues au terme de la formation initiale vétérinaire sont détaillées dans un document appelé « Référentiel d'activité professionnelle et de compétences à l'issue des études vétérinaires » rédigé en 2007 et repris en 2017 afin de permettre la coordination entre les ENV et de s'aligner sur les nouvelles directives européennes de l'AEEEV.

Concernant l'anesthésie, en fin de cursus, l'étudiant doit être capable de « Pratiquer en toute sécurité une sédation, une anesthésie générale et une anesthésie loco-régionale ». Pour cela, le document décrit également les points d'évaluation permettant de garantir l'acquisition de cette compétence. Ainsi l'étudiant est évalué sur les macro-compétences suivantes :

- « Analyse raisonnée des bénéfices et des risques associés à la réalisation d'une sédation ou d'une anesthésie ;
- Pertinence de la procédure anesthésique proposée ;
- Gestes aisés lors de la mise en œuvre de la sédation ;
- Connaissance et observation des effets attendus ;

- Préparation et gestion adéquates du matériel et de l'animal ;
- Gestes aisés lors de la réalisation d'une anesthésie générale ;
- Reconnaissance des signes de douleur et mise en œuvre des mesures adaptées ;
- Reconnaissance des complications cardiovasculaires et respiratoires et mise en œuvre de mesures adaptées » (Direction générale de l'enseignement et de la recherche, 2017).

Pour atteindre le niveau d'exigence de cette compétence le document détaille les capacités à acquérir par l'étudiant à l'issue de ses deux dernières années d'étude.

- « Proposer une procédure anesthésique (loco-régionale ou générale) ou sédatrice adaptée à l'animal et à l'environnement ;
- Réaliser une sédation et en assurer le suivi ;
- Réaliser une anesthésie générale et en assurer le suivi ;
- Réaliser une anesthésie loco-régionale et en assurer le suivi » (Direction générale de l'enseignement et de la recherche, 2017).

L'étudiant vétérinaire à l'issue de sa formation doit également être capable de « Prévenir, évaluer et prendre en charge la douleur » et les indicateurs d'évaluation de cette compétence sont :

- « Evaluation de la douleur (notation semi-quantitative) ou anticipation de celle qui va être induite ;
- Suivi de l'évolution de la douleur tout au long d'une procédure ou d'une maladie ;
- Pertinence du plan d'analgésie préventive proposé ;
- Pertinence et mise en application adéquate du protocole de prise en charge de la douleur sur un animal présentant une douleur ;
- Préparation et gestion adéquates du matériel et de l'animal ;
- Gestes aisés lors de la réalisation d'une anesthésie générale ;
- Identification correcte des signes cliniques de douleur ;
- Utilisation adéquate des divers outils disponibles pour l'évaluation de la douleur ;
- Pertinence et mise en pratique d'un plan stratégique de prise en charge multimodale de la douleur en fonction du type de douleur, procédure ou maladie et des particularités du patient ;
- Évaluation correcte de l'efficacité thérapeutique d'un protocole analgésique ;
- Adaptation satisfaisante du plan stratégique à la réponse thérapeutique ainsi qu'aux diverses évolutions possibles » (Direction générale de l'enseignement et de la recherche, 2017).

À nouveau, les capacités à acquérir pour cette compétence lors de sa formation sont également détaillées :

- « Proposer et mettre en œuvre une stratégie de prévention de la douleur ;
- Reconnaître et évaluer les manifestations de douleur ;
- Prendre en charge la douleur » (Direction générale de l'enseignement et de la recherche, 2017).

I.F.3.b. Description de l'enseignement de l'anesthésie à l'EnvA

Pour permettre aux étudiants vétérinaires de l'EnvA d'accéder à ces compétences, l'anesthésie est enseignée à partir du premier semestre de la quatrième année (cursus en vigueur depuis 2021), au sein d'une unité de compétences transdisciplinaire associée à

l'enseignement de la médecine d'urgence, de soins intensifs et de toxicologie. L'enseignement de l'anesthésie au sein de cette unité d'enseignement est divisé en deux parties, « pharmacologie : analgésie et anesthésie » et une partie au sein du module d'urgence et soins intensifs traitant des risques relatifs à l'anesthésie et du monitoring. Les cours dispensés en anesthésie sont détaillés dans le tableau 9.

Tableau 9 : Programme d'enseignement de l'anesthésie lors du premier semestre de la quatrième année de formation initiale de l'étudiant vétérinaire

Types de cours	Sujets
Module pharmacologie : analgésie et anesthésie	
Cours magistral	Pharmacologie : Les analgésiques
Cours magistral	Pharmacologie – Les anesthésiques locaux
Cours magistral	Pharmacologie – Les sédatifs et les myorelaxants
Cours magistral	Pharmacologie – Les anesthésiques généraux
Classe de travaux dirigés	Pharmacologie de l'analgésie et de l'anesthésie
Module anesthésie au sein de l'enseignement des urgences soins intensifs	
Cours magistral	Introduction à l'anesthésiologie clinique
Cours magistral	Appareil d'anesthésie volatile et circuit patient
Cours magistral	Pratiques d'une narcose entretenue par des hypnotiques volatils
Cours magistral	Particularités de l'anesthésie générale du chat
Cours magistral	Particularités de l'anesthésie générale lors de césarienne
Cours magistral	Hypotension et/ou hypoperfusion, prise en charge thérapeutique
Classe de travaux dirigés	Fluidothérapie
Classe de travaux dirigés	Patients à risques et gestions des incidents anesthésiques
Classe de travaux dirigés	Construire une prise en charge anesthésique adaptée

I.F.3.c. Ressources pédagogiques

L'enseignement de l'anesthésie, lors de la quatrième année de la formation initiale des vétérinaires à l'EnvA se fait par plusieurs médias. Les cours magistraux et travaux dirigés en présentiel sont complétés par des vidéos explicatives, des questionnaires d'auto-évaluation et des cours de préparation disponibles en ligne pour les étudiants sur la plateforme Moodle de l'EnvA, jusqu'à la fin de leur formation.

I.F.4. Ateliers de simulation préexistants en salle Vetsims et intégration au parcours pédagogique de préparation d'une anesthésie gazeuse

I.F.4.a. Ateliers préexistants concernant l'anesthésie

Les ateliers pouvant concerner la préparation d'une anesthésie pour les carnivores domestiques existants déjà dans la salle Vetsims étaient les suivants :

- Attacher un animal à une table de chirurgie ;
- Réaliser une intubation endotrachéale (deux ateliers sur deux mannequins différents) ;
- Vérifier l'intégrité et l'étanchéité d'une sonde d'intubation endotrachéale ;
- Utiliser un pousse seringue ;
- Préparer une perfusion ;
- Réaliser une injection intramusculaire chez le chien ;
- Poser un cathéter veineux sur la veine céphalique de l'avant-bras d'un chien.

I.G. Définition de la cible et du programme en fonction des besoins

I.G.1. Définition de la cible

Les étudiants vétérinaires de l'EnvA abordent donc l'anesthésie lors de la quatrième année de leur formation initiale et ils débutent leur rotation en clinique lors de leur cinquième année. Ce parcours a donc pour cible privilégiée les étudiants de quatrième année. Lors de la définition de la cible de ce parcours pédagogique, la formation initiale se déroulait en cinq ans et l'enseignement de l'anesthésie débutait ainsi en troisième année. Toutes les années de promotions des paragraphes suivants correspondent à l'ancien cursus (les années de promotion dès 2021 sont supérieures d'une année, en rapport avec l'ajout de la première année post-Bac).

Pour préciser la cible, deux sessions de formation ouvertes à l'inscription pour toutes les promotions, ont été organisées autour des étapes de préparation de l'anesthésie en association avec Floriane Collin, assistante d'encadrement. Les sessions commençaient par une présentation expliquant les ateliers et les contextualisant dans un cas clinique de préparation de l'anesthésie d'une chatte pour la réalisation d'une ovariectomie. La présentation incluait également quelques points de monitoring per-anesthésie et les gestes à réaliser pour le réveil de l'animal. Les ateliers de simulations proposés aux étudiants étaient les suivants :

- Réalisation d'une injection intramusculaire ;
- Pose de cathéter ;
- Vérification de l'intégrité et de l'étanchéité des sondes trachéales ;
- Intubation endotrachéale ;
- Préparation de la machine d'anesthésie ;
- Préparation de la fluidothérapie
- Utilisation du pousse-seringue ou pompe à perfusion.

La grande majorité des étudiants présents lors de ces présentations étaient des étudiants de troisième année, des étudiants de première et deuxième année ont également participé aux formations. À l'issue de ces sessions un questionnaire a été envoyé aux 30 étudiants participants, 17 d'entre eux ont répondu. La conclusion principale de ce retour des étudiants est une frustration quant à l'inégalité des connaissances entre promotions ce qui mène à des gênes pour la pose de question par les étudiants et à une avancée hétérogène dans le parcours. Cependant, les étudiants ont tous jugé ce parcours accessible quel que soit leur niveau.

La cible prioritaire reste donc les étudiants de troisième année (ancien cursus et donc quatrième année du cursus actuel). Le parcours sera néanmoins accessible pour les étudiants de toutes les promotions en le concevant pour une réalisation individuelle.

I.G.2. Définition du programme

Dans ce même questionnaire de retour des étudiants, les ateliers ayant reçu le plus grand succès (avec 100% des participants conseillant leur maintien) sont l'atelier d'intubation endotrachéale et les ateliers concernant la machine d'anesthésie. L'atelier de simulation le moins apprécié fut l'atelier d'injection intramusculaire, qui se réalisant sur peluche, fut jugé insuffisamment réaliste. Une autre critique émise fut la durée totale des cours (3h chacun), il a été recommandé de supprimer certains ateliers comme l'injection intramusculaire et l'utilisation du pousse seringue en priorité.

Pour limiter le temps en présentiel nécessaire pour la réalisation du parcours anesthésie, seuls les ateliers concernant la machine d'anesthésie, la pose de cathéter, et l'intubation endotrachéale (incluant la vérification des sondes) ont été retenus.

I.H. Mise en place du programme de simulation

I.H.1. Choix et description des approches parmi celles définies par l'HAS

L'objectif de ce parcours de simulation est la réalisation, dans l'ordre, des gestes techniques nécessaires à la mise en œuvre d'une procédure de préparation d'anesthésie (pose de cathéter, vérification des sondes endotrachéales et intubation, manipulation de la machine d'anesthésie et entretien) mais a aussi pour but de stimuler les étudiants à s'interroger sur les risques ou événements indésirables pouvant être rencontrés (sondes endotrachéales défectueuses, fuite de gaz sur la machine, niveau d'anesthésique insuffisant...).

I.H.2. Choix des techniques de simulation

Pour l'apprentissage des gestes techniques, les simulateurs procéduraux restent les modèles idéaux. L'apprentissage de la pose de cathéter et de l'intubation trachéale par ce biais a montré son intérêt en permettant à l'étudiant d'acquérir les compétences psychomotrices dans un environnement propice au développement de leur confiance en eux, leur permettant un meilleur abord de leur pratique en condition réelle (Langebæk *et al.*, 2012). Pour permettre la plus grande capacité de répétabilité de l'exercice en limitant l'intervention d'un formateur, la mise en œuvre du scénario prend comme support de contextualisation un poster affiché en salle Vetsims et la synthèse des connaissances se fait en *e-learning*.

I.I. Contextualisation dans un scénario et débriefing : intégration du « e-learning » dans le parcours pédagogique

Le guide des bonnes pratiques émis par la HAS précise l'importance de la contextualisation des ateliers de simulation dans un parcours suivant un scénario concret pour permettre aux apprenants de comprendre l'importance des ateliers et d'augmenter leur motivation, particulièrement importante lors d'apprentissage facultatif en autonomie.

I.I.1. Choix de l'outil informatique comme support du débriefing du parcours pédagogique

Selon le guide des bonnes pratiques en matière de *e-learning* (apprentissage en ligne) émis par la FAO, les avantages principaux du *e-learning* s'appliquant ici sont :

- L'homogénéité de l'apprentissage, l'information étant délivrée de manière identique à tous les apprenants
- La flexibilité d'organisation du planning d'apprentissage, source de motivation pour l'apprenant ainsi capable d'apprendre depuis chez lui quand il le souhaite
- La diffusion de l'enseignement à un grand nombre d'apprenants en réduisant les coûts puisque n'augmentant pas le temps passé par les formateurs ou leur nombre
- L'accessibilité pérenne au contenu permettant son utilisation durable
- La possibilité de collection de données (pour des études statistiques ou pour la traçabilité des progrès de l'apprenant par exemple).

Il est indispensable que l'apprenant dispose de son compte personnel afin qu'il ait accès à un contenu personnalisé et qu'il soit possible pour lui et pour les formateurs de suivre ses progrès.

Le *e-learning* s'applique essentiellement aux compétences cognitives et apporte une meilleure plus-value pédagogique lorsqu'il est associé à des apprentissages en présentiel (FAO elearning Academy, 2021). Le parcours interactif de *e-learning* pour la préparation d'une anesthésie gazeuse a donc été conçu uniquement pour compléter le parcours de simulation en présentiel.

I.1.2. Contextualisation dans un scénario et description des sessions de simulations

Les gestes techniques à acquérir par l'étudiant lors des ateliers de simulation sont contextualisés dans un scénario de préparation d'anesthésie gazeuse pour une ovariectomie de chatte. L'objectif de ce scénario est ainsi de stimuler l'intérêt de l'étudiant en l'encrant dans un cas clinique fréquent dans la pratique quotidienne de la médecine vétérinaire et en encrant ces gestes techniques dans une procédure de préparation d'anesthésie gazeuse. Ce cas clinique a été choisi pour que l'étudiant puisse poursuivre sa réflexion sur la prise en charge anesthésique après le parcours de simulation de préparation d'une anesthésie gazeuse. Pour cela, le cas clinique est tiré d'une thèse d'exercice vétérinaire soutenue en 2020 à l'EnvA par G. Lapertot : « Élaboration de cas cliniques pédagogiques en ligne pour l'apprentissage de l'anesthésie générale du chien et du chat ». Le choix du modèle félin a été fait pour que le parcours puisse être poursuivi en salle Vetsims par le parcours de simulation de réalisation d'une ovariectomie de chatte.

Le scénario est supporté et exposé aux étudiants à travers un questionnaire en ligne sous forme de cas cliniques ayant pour objectif de sensibiliser les étudiants aux autres évaluations pré-anesthésiques nécessaires. Au sein de la salle Vetsims l'étudiant dispose d'un poster (annexe 4) tenant lieu de check-list résumant les étapes (parcours en *e-learning* et ateliers de simulation) composant le parcours pédagogique.

I.1.3. Débriefing : Auto-évaluation et synthèse des connaissances acquises

L'étudiant est encouragé à s'interroger sur son apprentissage par un scénario interactif en *e-learning*, en accès libre et permanent sur la page Vetsims de la plateforme Moodle de l'EnvA. Ainsi, l'étudiant peut faire la synthèse des connaissances acquises lors du parcours de simulation en salle Vetsims et s'autoévaluer en toute autonomie.

II. Réalisation pratique des composants du parcours pédagogique de simulation

II.A. Conception des ateliers de simulation concernant la machine d'anesthésie

II.A.1. Machine d'anesthésie et source de gaz frais utilisés pour les ateliers pédagogiques de préparation d'une anesthésie gazeuse

La machine d'anesthésie utilisée pour les ateliers de simulation est une machine Moduflex® Coaxial (figure 29) acquise par don depuis l'hôpital vétérinaire d'Alfort.

Dans le cadre d'ateliers de simulation, il n'est pas pertinent d'utiliser de l'oxygène comme gaz frais. L'utilisation d'oxygène est dangereuse en raison du caractère hautement inflammable de ce gaz. Ainsi, pour des raisons de sécurité, de réglementation et puisque la machine n'est en aucun cas destinée à être utilisée sur des animaux vivants, c'est un compresseur d'air qui est utilisé comme source de gaz frais.

La pression d'entrée nécessaire au fonctionnement de la machine d'anesthésie utilisée est de 4 bars, justifiant l'utilisation d'un compresseur pourvu d'un régulateur de pression et d'un manomètre. Le compresseur devait également être le moins volumineux possible tout en permettant une durée d'utilisation limitant au maximum la nécessité de remplissage (particulièrement bruyante à 96 décibels) au cours de la journée. Le compresseur choisi est un compresseur de la marque Arebos^R, sans huile et avec une capacité de stockage de 24L.

Figure 29 : Photographie de la machine d'anesthésie Moduflex® Coaxial et du compresseur d'air Arebos 24L utilisés pour les ateliers du parcours pédagogique de simulation de préparation d'une anesthésie gazeuse



II.A.2. Création des ateliers relatifs à la machine d'anesthésie

Ainsi, pour réaliser ce parcours de préparation d'une anesthésie gazeuse, les ateliers manquants concernaient la machine d'anesthésie. Ces ateliers ont été conçus et présentés conformément aux ateliers préexistants. Les fiches techniques suivent le modèle des fiches Vetsims présenté ci-avant. Nous présenterons ici les objectifs des ateliers et les modalités de leur réalisation par l'étudiant.

II.A.2.a. Présentation de l'atelier « Les composants de la machine d'anesthésie gazeuse »

Le premier atelier du parcours pédagogique est un atelier de familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 5). Les objectifs de cet atelier (figure 30) sont de présenter les composants, leurs rôles au sein du fonctionnement de la machine d'anesthésie ainsi que leurs positions.

Figure 30 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche technique de l'atelier n°1 : Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie

Objectif d'apprentissage

Connaitre les différents composants de la machine, leurs noms, leurs localisations et leurs utilités.

Pour cet atelier, l'étudiant se familiarise avec ces composants et apprend à les reconnaître.

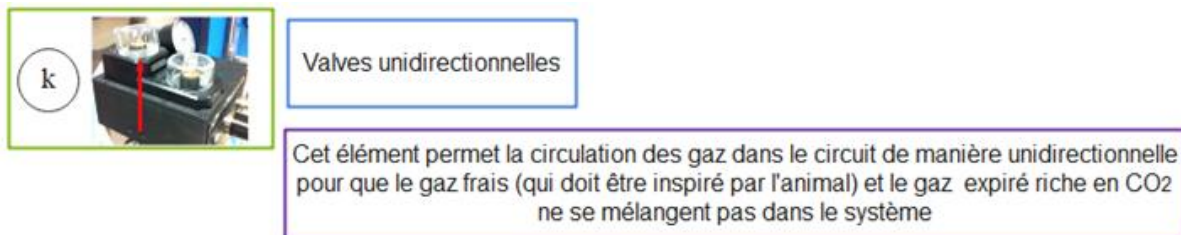
L'entretien et les tests à effectuer pour vérifier le bon fonctionnement de ces composants fait l'objet de fiches d'apprentissages détaillées.

Pour cet atelier l'étudiant peut approcher la machine et dispose de cartons (figure 31) représentant :

- Les noms des composants de la machine,
- Des photographies des composants,
- Des lettres retrouvables sur la machine représentant la position du composant,
- Des explications de leur rôle et de leur fonctionnement.

L'étudiant doit alors associer le nom de chaque composant à sa position sur la machine (représentée par une lettre), à sa photographie et à son carton expliquant son rôle et son fonctionnement.

Figure 31 : Exemple de cartons à disposition de l'étudiant et qu'il peut associer lors de l'atelier n°1 : « Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie »



Pour pallier d'éventuels problèmes d'affluence limitant l'accès à la machine ou de chute des lettres légendant les composants sur la machine, une photographie de la machine représentant également les lettres à trouver sur celle-ci (figure 32) est présente en début de fiche. La présence de cette photographie permet également à l'étudiant de revoir les composants de la machine depuis chez lui, grâce à l'accès à cette fiche technique depuis la page de la salle Vetsims sur la plateforme Moodle de l'EnvA.

Figure 32 : Photographie de la machine d'anesthésie présente en salle Vetsims légendée par des lettres permettant de situer les composants sur la machine (photographie utilisée pour les ateliers n°1 et 2)



La fiche se termine par la correction (figure 33) de l'atelier en présentant les associations attendues.

Figure 33 : Exemple de présentation de la correction de l'atelier n°1 : « Familiarisation avec les composants de la machine d'anesthésie »



La fiche dispose d'une partie (au sein de la correction) expliquant le fonctionnement des circuits respiratoires réinhalatoire et non-réinhalatoire de type de Bain. L'étudiant est également encouragé à visionner les vidéos expliquant ces fonctionnements pour une meilleure visualisation. Pour cela, la fiche présente des QR-codes envoyant aux vidéos correspondantes, hébergées par la page Vetsims de la plateforme Moodle de l'EnvA.

II.A.2.b. Conception de l'atelier « Les différents tests à effectuer sur la machine et leur chronologie »

Les objectifs du second atelier (figure 34) sont de permettre à l'étudiant d'aborder avec une vision d'ensemble, les vérifications à réaliser quotidiennement sur la machine d'anesthésie et leur chronologie (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 6).

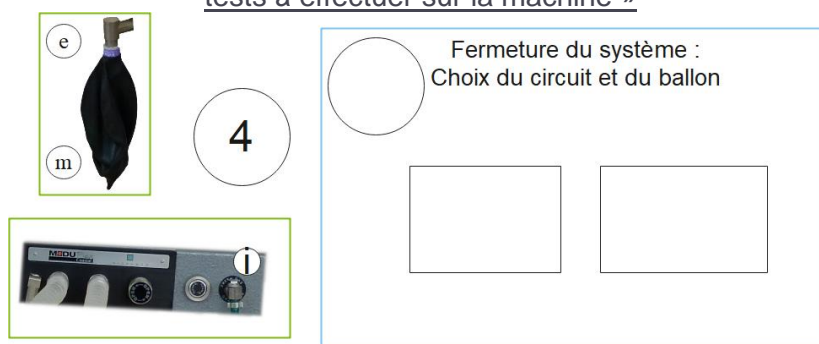
Figure 34 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°2 : « Les différents tests à effectuer sur la machine »

Objectif d'apprentissage
Connaître les différents tests de la machine et leurs enjeux. Pour cette atelier, l'étudiant se familiarise avec les points fondamentaux des différents tests permettant la vérification de la machine et à l'ordre dans lequel les réaliser.
Chaque test de la machine fait par la suite l'objet d'un atelier individuel.

Pour cet atelier, l'étudiant peut également approcher la machine et dispose de cartons (exemple figure 35) représentant :

- Les photographies des composants à vérifier (déjà associés aux lettres symbolisant leurs positions sur la machine conformément à la photographie légendée de la machine représentée (figure 32),
- La vérification à effectuer,
- Des numéros permettant d'ordonner chronologiquement les tests.

Figure 35 : Exemple de cartons que l'étudiant doit associer pour l'atelier n°2 : « Les différents tests à effectuer sur la machine »



La fiche se poursuit avec la correction (exemple figure 36) qui présente également un résumé des points importants des tests à effectuer qui seront expliqués plus en détail lors des fiches des ateliers suivants dans le parcours.

Figure 36 : Exemple de présentation de la correction de l'atelier n°2 « Les différents tests à effectuer sur la machine » associée à des explications résumées des tests à effectuer

Etape 2 : Vérification du fonctionnement du débitmètre

2

Vérification du fonctionnement du débitmètre

Une fois que la machine est alimentée en gaz frais, vous pouvez procéder à la vérification du débitmètre :

- **Bonne rotation de la molette**
- **Montée de la bille/canette** lors de l'augmentation du débit
- **Bille/canette stable au débit demandé** après arrêt de la manipulation de la molette

II.A.2.c. Conception de l'atelier « Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush »

Les objectifs de cet atelier (figure 37) sont d'apprendre à l'étudiant à brancher la machine sur l'arrivée de gaz frais, à tester le fonctionnement du débitmètre et du bouton flush (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 7).

Figure 37 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°3 : " Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush "

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir identifier l'arrivée de gaz frais et y connecter la machine. Il sera également capable de vérifier le fonctionnement du débitmètre et du bouton flush.

La fiche et l'atelier se décomposent en plusieurs parties :

- « Identification de la source d'oxygène et branchement de la machine » exposant les différentes sources d'oxygène possibles et encourage l'étudiant à vérifier que la machine est branchée sur une source de gaz frais (ici constituée par le compresseur d'air présenté ci-avant)
- « Identification du débitmètre et vérification de son bon fonctionnement »
- « Vérification du bouton flush »

II.A.2.d. Conception de l'atelier « Vérification et entretien du vaporisateur »

L'objectif de ce troisième atelier (figure 38) est de présenter l'entretien et les vérifications à réaliser sur le vaporisateur (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 8).

Figure 38 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°4 : Vérification du vaporisateur"

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit être capable de réaliser les vérifications nécessaires pour garantir le bon état de fonctionnement du vaporisateur de la machine d'anesthésie gazeuse. Il devra également être capable de remplir ou vider la cuve du vaporisateur.

Pour cet atelier, l'étudiant doit impérativement avoir accès à la machine. Il a à sa disposition une bouteille d'isoflurane remplie d'eau et le bouchon verseur adéquat.

L'atelier est composé de plusieurs réalisations :

- « Inspection du vaporisateur » qui présente les éléments qui composent celui-ci et les inspections visuelles à effectuer quotidiennement ;
- « Remplissage de la cuve en cas d'insuffisance d'anesthésique volatil » expliquant les étapes nécessaires à cette réalisation. Dans cette partie, l'étudiant se voit présenter un QR-code donnant accès à une vidéo expliquant les étapes de remplissage de la cuve du vaporisateur, hébergée sur la page Vetsims sur la plateforme Moodle de l'EnvA.
- « Vidange de la cuve en cas d'erreur de remplissage » détaillée par étape à nouveau.

II.A.2.e. Conception de l'atelier « Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation »

L'objectif du quatrième atelier (figure 39) est de présenter à l'étudiant les vérifications concernant la chaux sodée. Cet atelier comporte également des recommandations de bonnes pratiques pour limiter la production de toxiques par la chaux sodée (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 9).

Figure 39 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°5 : Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir quelles vérifications réaliser concernant la chaux sodée. Il devra également être capable de manipuler le canister.

Cet atelier se compose de plusieurs parties :

- « Vérification de l'état d'usure de la chaux sodée » : cette partie présente des explications sur la méthode de vérification de l'état de la chaux et des précautions à prendre lors de l'inspection visuelle.
- « Renouvellement de la chaux sodée » : cette partie présente les différentes étapes nécessaires au renouvellement de la chaux contenue dans le canister. Pour des raisons de sécurité, la chaux sodée est remplacée, dans le canister de la machine présente en salle Vetsims, par de la litière pour chat. L'étudiant est encouragé à s'entraîner uniquement à manipuler le canister sans en retirer le contenu.

- « Bonnes pratiques pour limiter la production de toxiques par la chaux sodée » : cette partie ne demande aucune réalisation pratique et vise uniquement à exposer les recommandations permettant de limiter la production de toxiques par la chaux.

II.A.2.f. Conception de l'atelier « Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz »

Les objectifs de cet atelier (figure 40) sont de permettre à l'étudiant d'apprendre à choisir le circuit adapté à l'animal pour lequel est prévue une anesthésie et de le brancher sur l'arrivée de gaz frais de la machine, à choisir un ballon de taille adaptée au patient, à procéder à la vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz usagés et à le brancher correctement selon le circuit respiratoire choisi (la fiche explicative de cet atelier est disponible annexe 10).

Figure 40 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°6 " Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz"

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir choisir le circuit respiratoire et le ballon adéquats en fonction de l'animal qui doit être anesthésié. Il sera également capable de comprendre l'importance du système de filtration et évacuation des gaz anesthésiques, de vérifier son état d'utilisation et juger de la nécessité de le remplacer ou non.

La fiche se compose à nouveau de plusieurs parties :

- « Choix du circuit respiratoire et fermeture du système » rappelant les deux circuits respiratoires couramment utilisés en médecine vétérinaire (réinhalatoire et de Bain), les catégories de poids des patients pour lesquelles on les utilise et leur moyen de raccordement à l'arrivée de gaz frais de la machine.
- « Inspection visuelle de la bonne fermeture du circuit et choix du ballon » relevant les localisations fréquentes de mauvais raccordement et une formule pour choisir un volume de ballon adapté au poids de l'animal.
- « Identification et vérification du système de filtration et d'évacuation des gaz » présentant les différents types de systèmes de filtration et évacuation des gaz anesthésiques ainsi que le moyen de vérification du système présent en Vetsims : système passif avec absorbant.
- « Branchement du système d'évacuation des gaz selon le circuit respiratoire utilisé » indiquant à l'étudiant les localisations des zones de branchement du système d'évacuation respectives du circuit réinhalatoire et de Bain.

II.A.2.g. Conception de l'atelier « Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires »

Les objectifs de ce dernier atelier (figure 41) sont de permettre à l'étudiant d'apprendre et à réaliser les tests de fuites et de bon fonctionnement des circuits respiratoires (la fiche de cet atelier est présentée en annexe 11).

Figure 41 : Objectifs pédagogiques présentés sur la fiche de l'atelier n°7 " Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires"

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant sera capable, de réaliser le test de fuite et les tests spécifiques à certains éléments du circuit (valves unidirectionnelles, valves APL/évacuation des gaz et tuyaux coaxiaux).

La fiche se décompose comme suit :

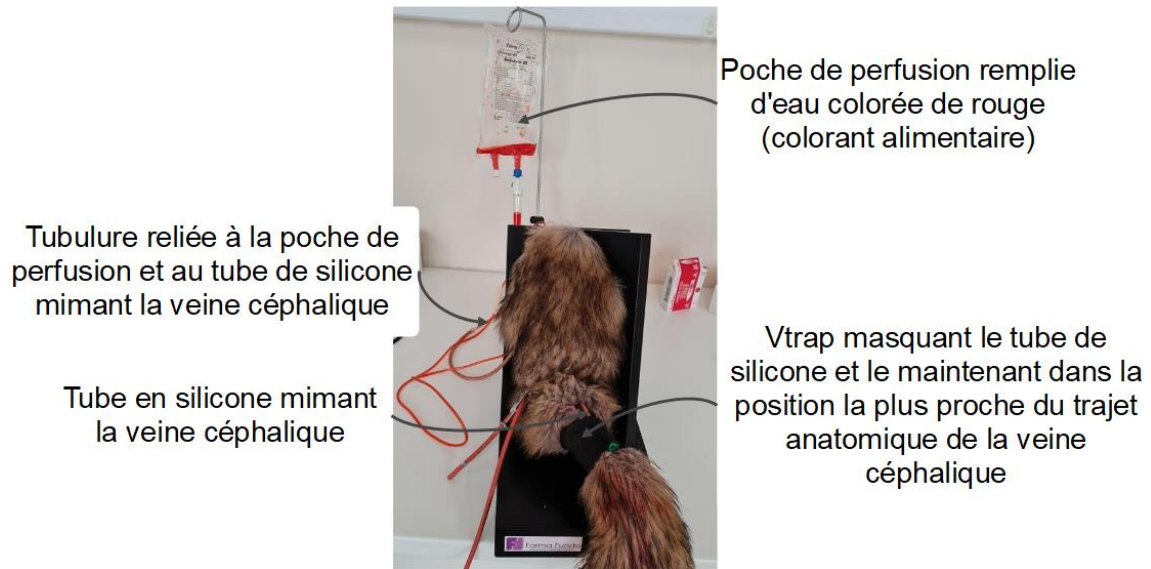
- « Test de fuite ou de pressurisation puis test de dépressurisation sur le circuit réinhalatoire », partie présentant les étapes nécessaires à la réalisation des tests de pressurisation et dépressurisation en y intégrant les localisations fréquentes de fuite et les causes communes de test de dépressurisation positif. Un QR-code est présent pour diriger l'étudiant vers le visionnage de la vidéo pédagogique, hébergée sur la page Vetsims de la plateforme Moodle de l'EnvA, montrant les étapes de réalisation de ces tests. La vidéo didactique présente les tests de pressurisation et dépressurisation sur le circuit réinhalatoire et sur le circuit de Bain.
- « Test spécifique du circuit réinhalatoire : vérification des valves unidirectionnelles » détaillant les étapes de la réalisation du test permettant d'observer le fonctionnement de ces valves. À nouveau, un QR-code est présent pour diriger l'étudiant vers la vidéo pédagogique correspondante.
- « Test de pressurisation et dépressurisation du circuit non-réinhalatoire de Bain » présentant à nouveau les étapes nécessaires à la réalisation des tests de pressurisation et de dépressurisation pour le circuit de Bain. Le QR-code permettant le visionnage de la vidéo didactique concernant les tests de pressurisation et dépressurisation des deux circuits est inséré de nouveau dans cette partie.
- « Test spécifique du circuit de Bain : Vérification de l'intégrité des tuyaux respiratoires » exposant les tests spécifiques qui permettent de vérifier l'intégrité du tuyau central des systèmes coaxiaux. Ici encore, un QR-code envoie vers la vidéo illustrant ce test.

La fiche de ce dernier atelier se termine par une conclusion générale sur les vérifications de la machine d'anesthésie ainsi que par un QR-code qui dirige l'étudiant vers le parcours de *e-learning* lui permettant de faire la synthèse des connaissances acquises lors de cette première partie de parcours.

II.A.2.h. Poursuite du parcours de préparation d'une anesthésie gazeuse

Les ateliers de simulation de pose de cathéter intraveineux et d'intubation endotrachéale existant préalablement à cette thèse sont intégrés au parcours pédagogique de préparation d'une anesthésie gazeuse. Le matériel et les étapes nécessaires à la pose de cathéter, à la vérification de l'étanchéité des sondes endotrachéales et à l'intubation endotrachéale sont présentés dans des fiches explicatives (annexe 12, 13 et 14 respectivement). L'atelier de pose de cathéter (figure 42) se fait sur un atelier de simulation procédurale sur mannequin représentant la veine céphalique d'un avant-bras de chien.

Figure 42 : Mannequin de simulation procédurale pour l'apprentissage de la pose de cathéter sur la veine céphalique de l'avant-bras du chien



L'intubation endotrachéale peut être apprise sur différents mannequins, un mannequin chien peu fidèle (donc non retenu pour le parcours pédagogique ci-décrit) et deux mannequins silicones haute-fidélité chien et chat. Ainsi, pour des raisons de cohérence avec le contexte de préparation d'une anesthésie gazeuse pour une ovariectomie de chatte, le mannequin chat (figure 43), associé à la fiche explicative de l'intubation est retenu pour la poursuite du parcours pédagogique.

Figure 43 : Mannequin de simulation procédurale en silicone pour l'apprentissage de l'intubation endotrachéale du chat



III. Mise en place d'un parcours de simulation de la préparation d'une anesthésie gazeuse et contextualisation des ateliers

III.A. Poster résumant l'organisation du parcours anesthésie

Un poster (voir l'annexe 4) a été réalisé pour présenter à l'étudiant les étapes du parcours de simulation de préparation d'une anesthésie gazeuse. L'objectif de la réalisation de ce poster est de fournir à l'étudiant un support visuel facilement accessible, lui permettant de suivre dans l'ordre les étapes du parcours pédagogique. Il permet aussi de mettre en évidence le scénario interactif support du debriefing du parcours. Il propose également la poursuite facultative de la

réflexion sur la prise en charge anesthésique du cas clinique utilisé comme contexte de ce parcours. Cette suite suggérée est constituée par des questionnaires d'auto-évaluation commentés réalisés par G. Lapertot au cours de sa thèse d'exercice vétérinaire en 2020 à l'EnvA et ainsi disponible pour tous les étudiants sur la plateforme Moodle de l'EnvA (Lapertot, 2020). Un QR-code sur le poster en facilite l'accès.

III.B. Check-list

Une check-list détaillée de toutes les préparations et vérifications nécessaires à la préparation de l'anesthésie gazeuse est présentée sur le poster et disponible sous forme de fiche associée aux fiches des ateliers de simulation du parcours de préparation d'une anesthésie gazeuse.

III.C. Scénario pédagogique interactif en *e-learning*

À l'issue de la réalisation du parcours de simulation, l'étudiant est donc encouragé à réaliser un parcours pédagogique interactif en *e-learning* pour lui permettre de faire la synthèse des connaissances abordées lors du parcours.

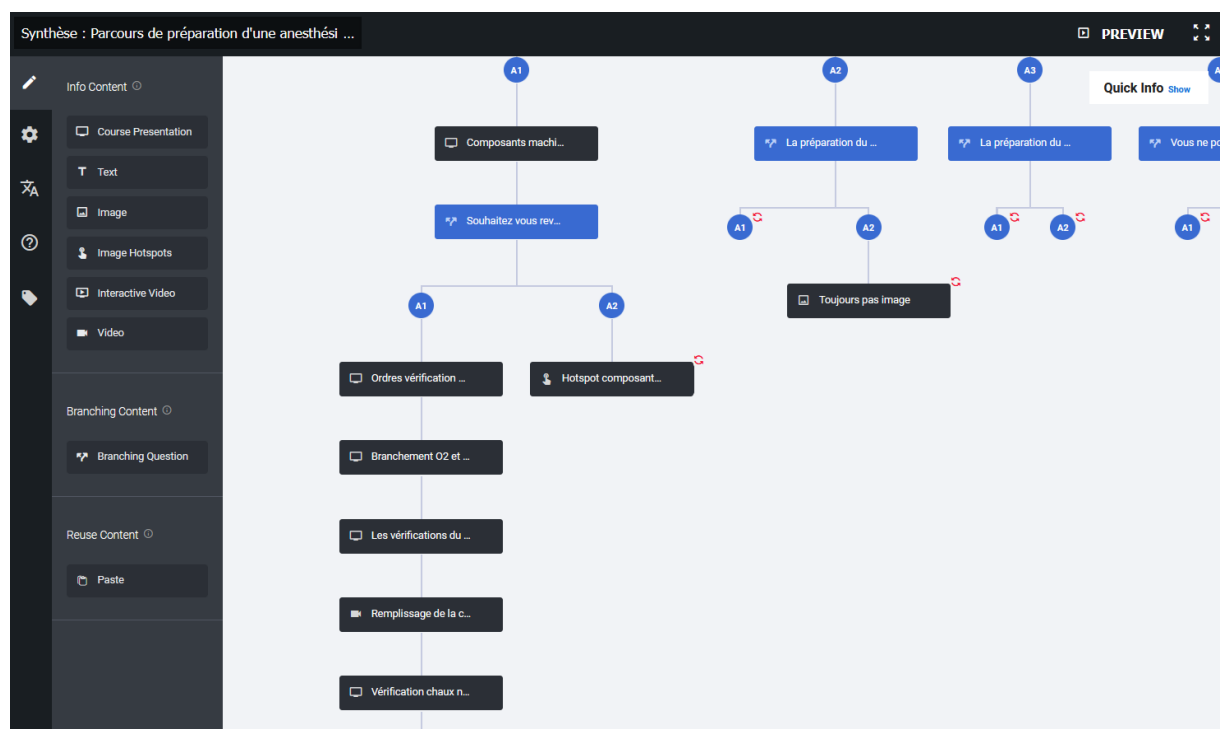
III.C.1. Réalisation du scénario interactif à l'aide du logiciel H5P

Le scénario interactif a été conçu à partir du logiciel H5P disponible pour les formateurs sur la plateforme Moodle de l'EnvA.

III.C.1.a. Avantages du logiciel H5P

Le logiciel propose des supports : diapositives avec des questions intégrées, des images, du texte, des images légendées à cliquer, des vidéos, des vidéos interactives et des questions dirigeant selon la réponse vers une branche de l'arbre du parcours. Ces supports pédagogiques peuvent ensuite être organisés sous forme d'arborescence (figure 44) permettant de concevoir un parcours adapté aux réponses de l'étudiant.

Figure 44 : Vue du logiciel H5P permettant la conception de parcours pédagogiques interactifs en arborescence



Les questions posées lors de l'utilisation de diaporama peuvent à nouveau prendre différentes formes (questions à choix unique, multiples ou « vrai/faux », questions en glisser-déposer ou questions demandant à l'étudiant de trouver les mots manquants dans un texte). Ces questions peuvent être complétées par des illustrations.

Après chaque étape du parcours et chaque question il est possible de fournir un retour critique (« *feedback* ») personnalisé selon la qualité de réponse de l'étudiant. Ces *feedbacks* peuvent avoir un objectif d'encouragement, de conseil ou encore de complément de réponse.

III.C.1.b. Limite du logiciel H5P

Bien que l'outil permette la création d'un parcours adapté aux réponses de l'étudiant, seules les questions d'embranchement (« *branching question* ») permettent de diriger l'étudiant vers une branche particulière de l'arbre. Les notes obtenues pour les questions contenues dans les diaporamas ne peuvent pas être prises en compte pour orienter l'étudiant. Aussi, les questionnaires ne proposent pas de questions ouvertes car elles ne permettraient pas l'auto-évaluation et demanderaient la correction par un enseignant.

III.C.2. Conception du scénario sous forme d'arbre décisionnel

Ce scénario (illustré figure 45, 46 et 47) reprend toutes les étapes du parcours pédagogique de simulation de la vérification de la machine d'anesthésie gazeuse, en insistant sur les points clés. Il allie :

- Rappels théoriques sous forme de diapositives ;
- Vidéos explicatives (filmées sur la machine présente en salle Vetsims et montées à l'aide du logiciel Shotcut[®] (gratuit libre de droit)) pour permettre à l'étudiant de visualiser la réalisation pratique des ateliers et ainsi favoriser son apprentissage kinesthésique ;
- Questions pour pousser l'étudiant à s'interroger sur l'efficacité de son apprentissage lors de son passage sur les ateliers de simulation du parcours.

Seules quelques questions ne permettent pas d'avancer lorsque l'étudiant fournit une réponse erronée. Dans ce cas, après avoir reçu un feedback lui expliquant à minima pourquoi la réponse sélectionnée était erronée avec parfois quelques indices, l'étudiant répond à la question jusqu'à avoir la réponse juste (certaines possibilités sont supprimées au fur et à mesure pour aiguiller l'étudiant). Mis à part ces questions, le parcours est relativement linéaire pour minimiser le temps nécessaire à son achèvement. L'étudiant a accès à toutes les vidéos, diapositives et questions quelles que soient ses réponses précédentes. Il peut néanmoins choisir de passer certains rappels dans le cas où il jugerait ses connaissances suffisantes (par exemple, la révision des composants de la machine n'est pas obligatoire).

Figure 45 : Première partie de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en *e-learning* du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse

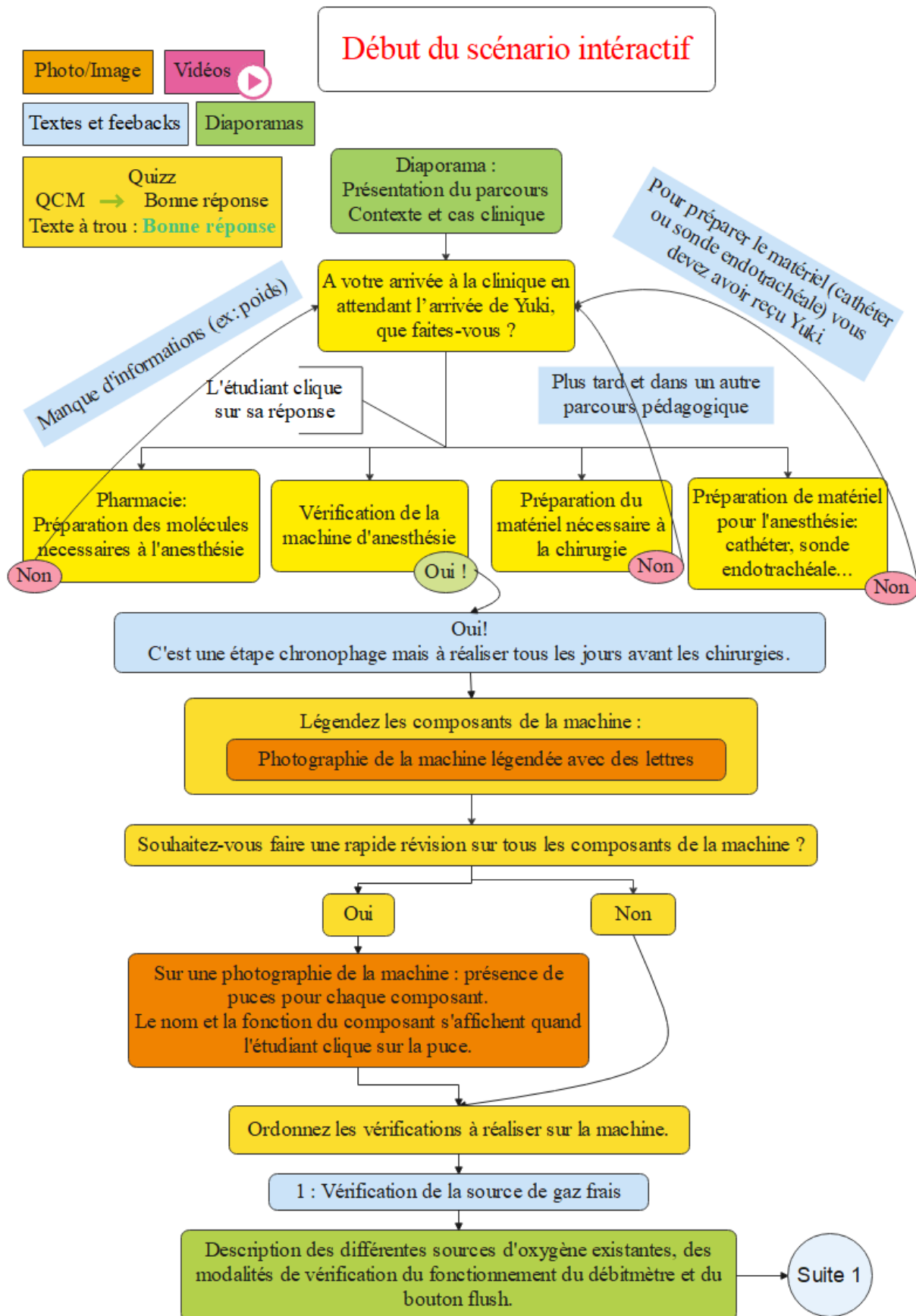


Figure 46 : Suite de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en e-learning du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse

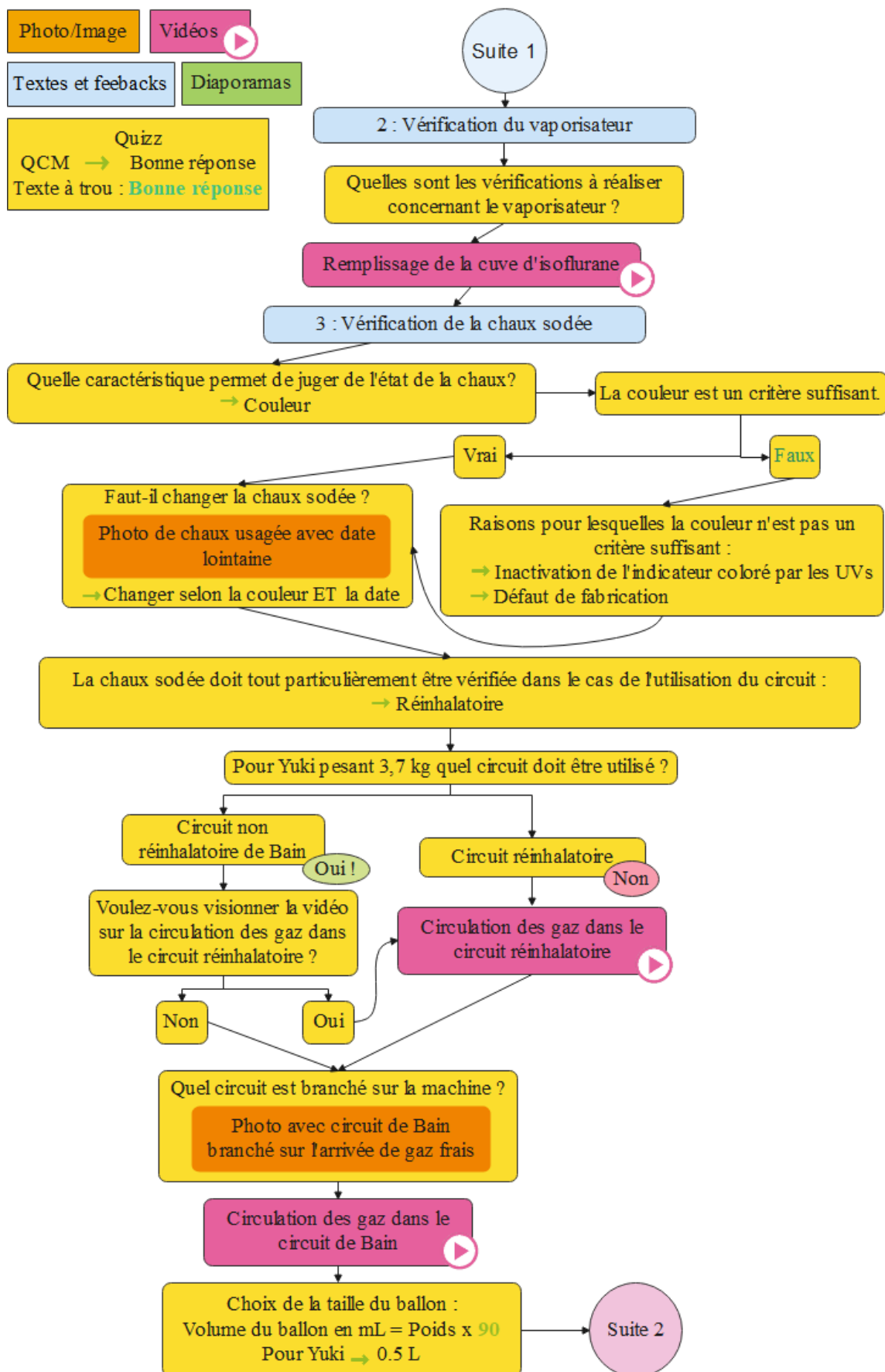
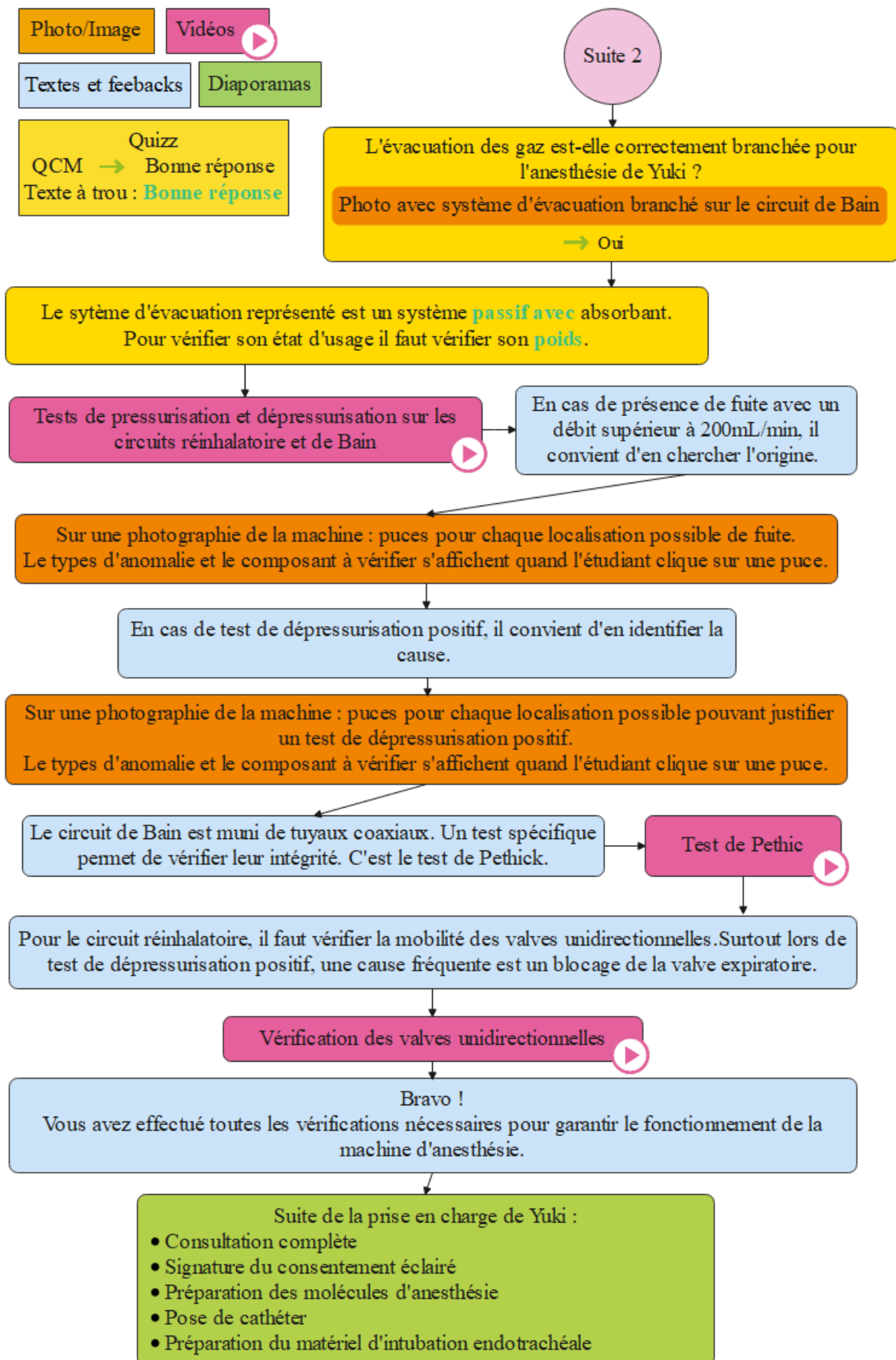


Figure 47 : Fin de la représentation de l'arbre décisionnel résumant le parcours de synthèse en e-learning du parcours de simulation des vérifications de l'anesthésie gazeuse



Conclusion

Dans le cadre de l'obligation de sécurité à laquelle le vétérinaire est soumis, celui-ci est tenu de prévenir tout risque prévisible auquel l'animal pourrait être exposé lors de sa prise en charge. L'anesthésie étant considérée comme une discipline à risque, elle requiert de nombreuses vérifications préalables pour garantir la sécurité de l'animal. Plus particulièrement, la machine d'anesthésie, au centre de l'anesthésie gazeuse, est un outil source de nombreux dysfonctionnements éventuels et sa vérification constitue ainsi une étape clé des protocoles de préparation des anesthésies gazeuses. Ainsi, des aides cognitives sont développées pour prévenir les risques et limiter les erreurs humaines. En anesthésie vétérinaire, des protocoles de vérifications, sous forme de check-lists, ont été rédigés par les associations d'anesthésistes, sur le modèle des recommandations émises en médecine humaine. Celles-ci concernent toutes les vérifications pré-anesthésiques considérées à risques et une check-list spécifique détaille les vérifications de la machine d'anesthésie.

Mais c'est évidemment la formation qui joue le rôle majeur dans la sensibilisation des vétérinaires aux risques d'erreurs humaines et ainsi dans leur réduction. Mais pour de jeunes étudiants vétérinaires qui ont choisi leur voie pour travailler pour la santé et avec le vivant, les aspects réglementaires, protocolaires et techniques peuvent sembler difficiles à valoriser au sein de cette formation. Dans ce contexte, il apparaît favorable d'utiliser des méthodes pédagogiques modernes et stimulantes. Au-delà de l'aspect ludique des méthodes d'enseignement récemment développées, la simulation et le *e-learning* fournissent depuis leur apparition de nombreuses preuves de leurs bénéfices dans l'acquisition de compétences psychomotrices et théoriques par les étudiants dans des domaines variés.

Ce travail s'inscrit également dans la dynamique transversale de modernisation et d'enrichissement de l'enseignement en santé humaine et en santé vétérinaire, en utilisant la simulation et l'*e-learning* : outils d'apprentissages mis en valeur ces dernières années par les grandes institutions du milieu de la santé pour répondre à la nouvelle exigence de « Jamais la première fois sur le patient ». Ainsi, pour améliorer tout en homogénéisant la formation des métiers de la santé, les grandes institutions nationales et internationales telles que la HAS et l'Organisation des Nations unies pour l'alimentation et l'agriculture ont émis des guides de bonnes pratiques pour l'utilisation de ces nouveaux outils pédagogiques.

L'objectif de ce travail était de concevoir un programme pédagogique pour l'apprentissage théorique et psychomoteur des étapes de préparation d'une anesthésie gazeuse, à destination des étudiants vétérinaires, dès la quatrième année (cursus comprenant une première année post-Bac) de leur formation initiale. Pour cela, des ateliers de simulation ont été mis en place. Aussi, Conformément aux recommandations émises dans le guide de bonnes pratiques pour la formation par la simulation en santé, ceux-ci s'articulent au sein d'un parcours contextualisé : la préparation d'une anesthésie gazeuse pour pratiquer une ovariectomie sur une chatte. Les erreurs fréquentes lors de ces préparations ont été mises en exergue et un protocole, sous forme de check-list, a été exposé pour systématiser les vérifications pré-anesthésiques, notamment concernant la machine. Pour répondre à nouveau aux exigences du guide de bonnes pratiques pour la formation par la simulation en santé, un débriefing a été conçu. Il s'appuie sur des supports variés de *e-learning*, organisés au sein d'un parcours de synthèses des connaissances. Ce parcours s'est voulu interactif pour stimuler et responsabiliser l'étudiant dans son apprentissage et des vidéos y ont été intégrées pour permettre à l'étudiant de visualiser la réalisation des ateliers de simulation et ainsi favoriser son apprentissage kinesthésique.

Néanmoins, ce parcours concerne essentiellement les évaluations matérielles nécessaires à la préparation d'une anesthésie gazeuse avec une priorité mise sur l'apprentissage des vérifications de la machine d'anesthésie. Ce parcours a ainsi été conçu pour être suivi de la réalisation d'un cas clinique en ligne, élaboré dans le cadre d'une thèse soutenue en 2020 par G. Lapertot. Ce cas clinique permet de compléter ce programme d'enseignement en soulevant d'autres évaluations à réaliser pour minimiser les risques relatifs à l'anesthésie et permet l'acquisition de connaissances pharmacologiques nécessaires à la réalisation de l'anesthésie du cas clinique choisi.

Pour permettre de pérenniser et de compléter ce travail, il serait profitable de réaliser une enquête de satisfaction des étudiants et des enseignants en anesthésie de l'EnvA pour évaluer l'apport pédagogique et les lacunes à combler de ce programme d'apprentissage.

Bibliographie

- AEBERSOLD M. (2016) The History of Simulation and Its Impact on the Future. *AACN Adv Crit Care* 27(1), 56-61
- ALEF M., VON PRAUN F., OECHTERING G. (2008) Is routine pre-anaesthetic haematological and biochemical screening justified in dogs? *Vet Anaesth Analg* 35(2), 132-140
- ALIBHAI H.I.K. (2016) The anaesthetic machine and vaporizers. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*, 3^e ed. Quedgeley, British Small Animal Veterinary Association, pp 24-44
- ANDERSEN M.P.S., NIELSEN O.J., WALLINGTON T.J., KARPICHEV B., SANDER S.P. (2012) Assessing the Impact on Global Climate from General Anesthetic Gases: *Anesth Analg* 114(5), 1081-1085
- ANSES_AGENCE NATIONALE DE SÉCURITÉ SANITAIRE DE L'ALIMENTATION, DE L'ENVIRONNEMENT ET DU TRAVAIL (2021) Avis et rapport de l'Anses relatif à l'élaboration d'une liste de substances chimiques d'intérêt en raison de leur activité endocrine potentielle. Méthode d'identification et stratégie de priorisation pour l'évaluation. In *Anses*. [<https://www.anses.fr/fr/system/files/REACH2019SA0179Ra-1.pdf>] (consulté le 28/07/2021).
- ARGÜELLES J., ECHANIZ M., BOWEN J., FATJÓ J. (2021) The impact of a stress-reducing protocol on the quality of pre-anaesthesia in cats. *Vet Rec* 188(12), e138
- BOIVIN J.F. (1997) Risk of spontaneous abortion in women occupationally exposed to anaesthetic gases: a meta-analysis. *Occup. Environ. Med.* 54(8), 541-548
- BRODBELT D.C., PFEIFFER D.U., YOUNG L.E., WOOD J.L.N. (2007) Risk factors for anaesthetic-related death in cats: results from the confidential enquiry into perioperative small animal fatalities (CEPSAF). *Br J Anaesth* 99(5), 617-623
- BRODBELT D.C., PFEIFFER D.U., YOUNG L.E., WOOD J.L.N. (2008) Results of the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities regarding risk factors for anesthetic-related death in dogs. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 233(7), 1096-1104
- CHAKRAVARTI S., BASU S. (2013) Modern anaesthesia vapourisers. *Indian J Anaesth* 57(5), 464
- CLARKE K.W., HALL L.W. (1990) A survey of anaesthesia in small animal practice: AVA/BSAVA report. *J. Ass. vet. Anaesth* 17(1), 4-10
- COMMISSION EUROPÉENNE (2010) Caring for animals aiming for better science : Directive 2010/63/EU on protection of animals used for scientific purposes. In *Europa.eu*. [https://ec.europa.eu/environment/chemicals/lab_animals/pdf/guidance/directive/en.pdf] (consulté le 27/09/2021).
- CRAM ILE-DE-FRANCE (1998) Guide pour prévenir les expositions professionnelles aux gaz et vapeurs anesthésiques. In *sofia.medicalistes*. [https://sofia.medicalistes.fr/spip/IMG/pdf/Guide_pour_prevenir_les_expositions_professionnelles_aux_gaz_et_vapeurs_anesthesiques.pdf] (consulté le 20/09/2021).
- DAVIES J.A., FRANSSON B.A., DAVIS A.M., GILBERTSEN A.M., GAY J.M. (2015) Incidence of and risk factors for postoperative regurgitation and vomiting in dogs: 244 cases (2000–2012). *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 246(3), 327-335
- DIRECTION GÉNÉRALE DE L'ENSEIGNEMENT ET DE LA RECHERCHE (2017) Référentiel d'activité professionnelle et de compétences à l'issue des études vétérinaires. Annexe de l'arrêté ministériel du 20 avril 2007 relatif aux études vétérinaires. In *agreenium.fr*. [https://www.agreenium.fr/sites/default/files/referentiel_veto_-_decembre_2017-bd-vdef.pdf] (consulté le 28/10/2021).
- DOWNING F., GIBSON S. (2018) Anaesthesia of brachycephalic dogs: Anaesthesia of brachycephalic dogs. *J Small Anim Pract* 59(12), 725-733
- DOYLE D.J., BYRICK R., FILIPOVIC D., CASHIN F. (2002) Silica zeolite scavenging of exhaled isoflurane: A preliminary report. *Can J Anesth* 49(8), 799-804
- EUROPEAN SYSTEM OF EVALUATION OF VETERINARY TRAINING (ESEVT) (2019) Manual of Standard Operating Procedure. In *eaeve*.

- [https://www.eaeve.org/fileadmin/downloads/SOP/ESEVT_SOP_2019_adopted_by_the_32nd_GA_in_Zagreb_on_30_May_2019.pdf] (consulté le 28/09/2021).
- FAO E-LEARNING ACADEMY (2021) E-learning methodologies and good practices: A guide for designing and delivering e-learning solutions from the FAO elearning Academy, second edition. Rome. *In fao*. [<http://www.fao.org/3/i2516e/i2516e.pdf>]
- FIGUEIREDO D.B.S., AUN A.G., LARA J.R., *et al.* (2021) Measurement of anesthetic pollution in veterinary operating rooms for small animals. *Braz. J. Anesthesiol.* 71(5), 517-522
- FLECKNELL P. (2002) Replacement, reduction and refinement. *ALTEX* 19(2), 73-78
- GABA D.M., DEANDA A. (1988) A Comprehensive Anesthesia Simulation Environment. *Anesthesiology* 69(3), 387-394
- GCS EPSILIM, HAUTE AUTORITÉ DE SANTÉ (HAS) (2012) Etude sur l'implantation et l'utilisation de la check-list « sécurité du patient au bloc opératoire ». *In has-sante*. [https://www.has-sante.fr/upload/docs/application/pdf/2012-03/rapport_epsilim_has_checklist.pdf] (consulté le 20/08/2021).
- GONEPPANAVAR U., PRABHU M. (2013) Anaesthesia machine: Checklist, hazards, scavenging. *Indian J Anaesth* 57(5), 533
- GRANRY J.-C., MOLL M.-C. (2012) Rapport de mission : Etat de l'art (national et international) en matière de pratiques de simulation dans le domaine de la santé. *In has-sante*. [https://www.has-sante.fr/upload/docs/application/pdf/2012-01/simulation_en_sante_-_rapport.pdf] (consulté le 20/09/2021).
- GUO J., ZHOU C., LIANG P., *et al.* (2014) Comparison of subarachnoid anesthetic effect of emulsified volatile anesthetics in rats. *Int J Clin Exp Pathol* 7(12), 8748-8755
- HAUTE AUTORITÉ DE SANTÉ (2012) Évaluation et amélioration des pratiques : Guide de bonnes pratiques en matière de simulation en santé. *In has-sante*. [https://www.has-sante.fr/upload/docs/application/pdf/2013-01/guide_bonnes_pratiques_simulation_sante_guide.pdf] (consulté le 28/12/2021).
- HECHT E., BECHERRAWY T., MARTIN J. (2015) Chaleur et énergie thermique. *In Physique*. Louvain-la Neuve, De Boeck Supérieur, pp 582
- HELMREICH R.L., MERRITT A.C., WILHELM J.A. (1999) The Evolution of Crew Resource Management Training in Commercial Aviation. *Int J Aviat Psychol* 9(1), 19-32
- HOERAUF K.H., WIESNER G., SCHROEGENDORFER K.F., *et al.* (1999) Waste anaesthetic gases induce sister chromatid exchanges in lymphocytes of operating room personnel. *Br. J. Anaesth.* 82(5), 764-766
- HOFMEISTER E.H., QUANDT J., BRAUN C., SHEPARD M. (2014) Development, implementation and impact of simple patient safety interventions in a university teaching hospital. *Vet Anaesth Analg* 41(3), 243-248
- HUGHES L. (2016) Breathing systems and ancillary equipment. *In BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*, 3^e ed. Quedgeley, British Small Animal Veterinary Association, pp 45-64
- JONES R.S., WEST E. (2019) Environmental sustainability in veterinary anaesthesia. *Vet Anaesth Analg* 46(4), 409-420
- KARTHIKEYAN B.S., RAVICHANDRAN J., APARNA S.R., SAMAL A. (2021) DEDuCT 2.0: An updated knowledgebase and an exploration of the current regulations and guidelines from the perspective of endocrine disrupting chemicals. *Chemosphere* 267, 128898
- LANGEBÆK R., EIKA B., TANGGAARD L., JENSEN A.L., BERENDT M. (2012) Emotions in Veterinary Surgical Students: A Qualitative Study. *J. Vet. Med. Educ.* 39(4), 312-321
- LAPERTOT G. (2020) Élaboration de cas cliniques pédagogiques en ligne pour l'apprentissage de l'anesthésie générale du chien et du chat. Thèse Méd. Vét. École Nationale Vétérinaire d'Alfort.
- LÉGIFRANCE (2008) Code du travail. Décret n°2008-244 du 7 mars 2008 - art. (V) sur l'évaluation des risques (Articles R4412-5 à R4412-10) parmi les dispositions applicables aux agents chimiques dangereux. *In Légifrance*. [<https://www.legifrance.gouv.fr/codes/id/LEGISCTA000018530946/>] (consulté le 20/09/2021).

- LEMMENS H.J.M., INGRANDE J. (2010) Effects of obesity on anesthetic agents. *In Morbid Obesity*, 2^e ed. Cambridge, Cambridge University Press, pp 100-110
- LIENHART A., AUROY Y., PÉQUIGNOT F., *et al.* (2006) Survey of Anesthesia-related Mortality in France. *Anesthesiology* 105(6), 1087-1097
- LUDDERS J.W., MCMILLAN M. (2017) Appendix E : A Brief History of Checklists. *In Errors in Veterinary Anesthesia*. Ames, Iowa, Wiley Blackwell, pp 133
- MATTHEWS N.S., MOHN T.J., YANG M., *et al.* (2017) Factors associated with anesthetic-related death in dogs and cats in primary care veterinary hospitals. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 250(6), 655-665
- MCMILLAN M. (2014a) Checklists in veterinary anaesthesia: why bother? *Vet Rec* 175(22), 556-559
- MCMILLAN M. (2014b) Anaesthetic safety checklist, implementation manual. *In ava.eu.com*. [<https://ava.eu.com/wp-content/uploads/2015/11/AVA-Checklist-Booklet-FINAL-Web-copy.pdf>] (consulté le 30/11/2021).
- MCMILLAN M.W., LEHNUS K.S. (2018) Systems analysis of voluntary reported anaesthetic safety incidents occurring in a university teaching hospital. *Vet Anaesth Analg* 45(1), 3-12
- MENU H. (2005) Le poste d'anesthésie. *In sofia.medicalistes*. [https://sofia.medicalistes.fr/spip/IMG/pdf/poste_d_anesthesie_pdf.pdf] (consulté le 18/11/2021).
- MINISTÈRE DE LA SANTÉ (1985) Circulaire DGS/3A/667 bis du 10 Octobre 1985 relative à la distribution des gaz à usage médical et à la création d'une commission locale de surveillance de cette distribution. [<http://www.hosmat.fr/hosmat/bonnes-pratiques/gaz-medical/circulaire-10-10-1985.pdf>] (consulté le 28/07/2021).
- MOLLIEUX S., PIERRE S., BLÉRY C., MARRET E., BELOEIL H. (2012) Examens préinterventionnels systématiques. *Ann. Fr. Anesth. Reanim.* 31(9), 752-763
- MOSING M. (2016) General principles of perioperative care. *In BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*, 3^e ed. Quedgeley, British Small Animal Veterinary Association, pp 13-23
- MUSK G.C., COLLINS T., HOSGOOD G. (2017) Teaching Veterinary Anesthesia: A Survey-Based Evaluation of Two High-Fidelity Models and Live-Animal Experience for Undergraduate Veterinary Students. *J. Vet. Med. Educ* 44(4), 590-602
- NESTEL D., GROOM J., EIKELAND-HUSEBØ S., O'DONNELL J.M. (2011) Simulation for Learning and Teaching Procedural Skills: The State of the Science. *Simul Healthc* 6(7), S10-S13
- O'BRIEN P.J., KLIP A., BRITT B.A., KALOW B.I. (1990) Malignant hyperthermia susceptibility: biochemical basis for pathogenesis and diagnosis. *Can J Vet Res* 54(1), 83-92
- Organisation for Economic Cooperation and Development (OECD) (2007) Understanding the Brain: The Birth of a Learning Science. Paris, OECD publishing
- OTTENI J.C., ANCELLIN J., CAZALÀ J.B., *et al.* (1995) L'équipement d'un site ou d'un ensemble de sites d'anesthésie. *In sfar*. [<https://sfar.org/lequipement-dun-site-ou-dun-ensemble-de-sites-danesthesie/>] (consulté le 20/09/2021).
- OTTENI J.C., CAZALÀ J.B., CLERGUE F., FEISS P. (2015) L'appareil d'anesthésie et sa vérification avant utilisation. *In Sfar*. [<https://sfar.org/lappareil-danesthesie-et-sa-verification-avant-utilisation/>] (consulté le 20/09/2021).
- PANG D.S.J. (2016) Inhalant anaesthetic agents. *In BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*, 3^e ed. Quedgeley, British Small Animal Veterinary Association, pp 207-224
- PORTIER K., IDA K.K. (2018) The ASA Physical Status Classification: What Is the Evidence for Recommending Its Use in Veterinary Anesthesia?—A Systematic Review. *Front. Vet. Sci.* 5, 204
- POSNER L.P. (2016) Pre-anaesthetic assessment and preparation. *In BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*, 3^e ed. Quedgeley, British Small Animal Veterinary Association, pp 6-12

- REICHLER F.M., CONZEN P.F., PETER K. (2002) Nephrotoxicity of Halogenated Inhalational Anaesthetics: Fictions and Facts. *Eur Surg Res* 34(1-2), 188-195
- ROSEN K.R. (2008) The history of medical simulation. *J Crit Care* 23(2), 157-166
- RUSSELL W.M.S., BURCH R.L. (1959) The principles of humane experimental technique. London, Methuen & Co.LTD
- STACHNIK J. (2006) Inhaled anesthetic agents. *Am. J. Health-Syst. Pharm* 63(7), 623-634
- SULBAEK ANDERSEN M.P., SANDER S.P., NIELSEN O.J., *et al.* (2010) Inhalation anaesthetics and climate change. *Br. J. Anaesth* 105(6), 760-766
- TREADWELL J.R., LUCAS S., TSOU A.Y. (2014) Surgical checklists: a systematic review of impacts and implementation. *BMJ Qual Saf* 23(4), 299-318
- VANELLE A., SAÏ P. (2017) Rapport de mission de conseil n° 16098 CGAAER : Les méthodes de formation par simulation dans les écoles nationales vétérinaires. *In agriculture.gouv.* [<https://agriculture.gouv.fr/les-methodes-de-formation-par-simulation-dans-les-ecoles-nationales-veterinaires>] (consulté le 20/09/2021).
- WHO Patient Safety, World Health Organization (2009) Manuel d'application de la liste de contrôle de la sécurité chirurgicale 2009 : une chirurgie plus sûre pour épargner des vies. *In Implementation manual WHO surgical safety checklist 2009 : safe surgery saves lives* Geneva, World Health Organization. [<https://apps.who.int/iris/handle/10665/44232>] (consulté le 27/01/2022).
- YILMAZ INAL F., YILMAZ CAMGOZ Y., DASKAYA H., KOCOGLU H. (2021) The Effect of Preoperative Anxiety and Pain Sensitivity on Preoperative Hemodynamics, Propofol Consumption, and Postoperative Recovery and Pain in Endoscopic Ultrasonography. *Pain Ther* 10(2), 1283-1293

Annexes

Annexe 1 : Check-list de contrôle de la sécurité de l'anesthésie établie par l'AVA à partir du modèle de la check-list de contrôle de la sécurité chirurgicale recommandée émise l'OMS

Anaesthetic Safety Checklist



Pre-Induction

- Patient NAME, owner CONSENT & PROCEDURE confirmed
- IV CANNULA placed & patent
- AIRWAY EQUIPMENT available & functioning
- Endotracheal tube CUFFS checked
- ANAESTHETIC MACHINE checked today
- Adequate OXYGEN for proposed procedure
- BREATHING SYSTEM connected, leak free & APL VALVE OPEN
- Person assigned to MONITOR patient
- RISKS identified & COMMUNICATED
- EMERGENCY INTERVENTIONS available

Pre-Procedure – Time Out

- Patient NAME & PROCEDURE confirmed
- DEPTH of anaesthesia appropriate
- SAFETY CONCERNS COMMUNICATED

Recovery

- SAFETY CONCERNS COMMUNICATED
Airway, Breathing, Circulation (fluid balance), Body Temperature, Pain
- ASSESSMENT & INTERVENTION PLAN confirmed
- ANALGESIC PLAN confirmed
- Person assigned to MONITOR patient

This checklist was written by the AVA with design and distribution support from



Recommended Procedures



Pre-Anaesthesia

- ★ Has anything significant been identified in the history and/or clinical examination?
- ★ Do any abnormalities warrant further investigation?
- ★ Can any abnormalities be stabilised prior to anaesthesia?
- ★ What complications are anticipated during anaesthesia?
- ★ How can these complications be managed?
- ★ Would the patient benefit from premedication?
- ★ How will any pain associated with the procedure be managed?
- ★ How will anaesthesia be induced & maintained?
- ★ How will the patient be monitored?
- ★ How will the patient's body temperature be maintained?
- ★ How will the patient be managed in the post-anaesthetic period?
- ★ Are the required facilities, personnel & drugs available?

Anaesthetic Machine

- PRIMARY OXYGEN source checked
- BACK-UP OXYGEN available
- OXYGEN ALARM working (if present)
- FLOWMETERS working
- VAPORISER attached and full
- Anaesthetic machine passes LEAK TEST
- SCAVENGING checked
- Available MONITORING equipment functioning
- EMERGENCY equipment and drugs checked

Drugs / Equipment

- Endotracheal tubes (cuffs checked)
- Airway aids (e.g. laryngoscope, urinary catheter, lidocaine spray, suction, guide-wire/stylet)
- Self-inflating bag (or demand valve for equine anaesthetics)
- Epinephrine/adrenaline
- Atropine
- Antagonists (e.g. atipamezole, naloxone/butorphanol)
- Intravenous cannulae
- Isotonic crystalloid solution
- Fluid administration set

Drug charts & CPR algorithm
(<http://www.acvecc-recover.org/>)

This checklist was written by the AVA with design and distribution support from



**Annexe 2 : Check-list de vérification de la machine d'anesthésie
proposée par la Société Française d'Anesthésie et de Réanimation
(Otteni *et al.*, 2015)**

Bloc/Salle : _____ Date : _____ Heure : _____ Nom : _____

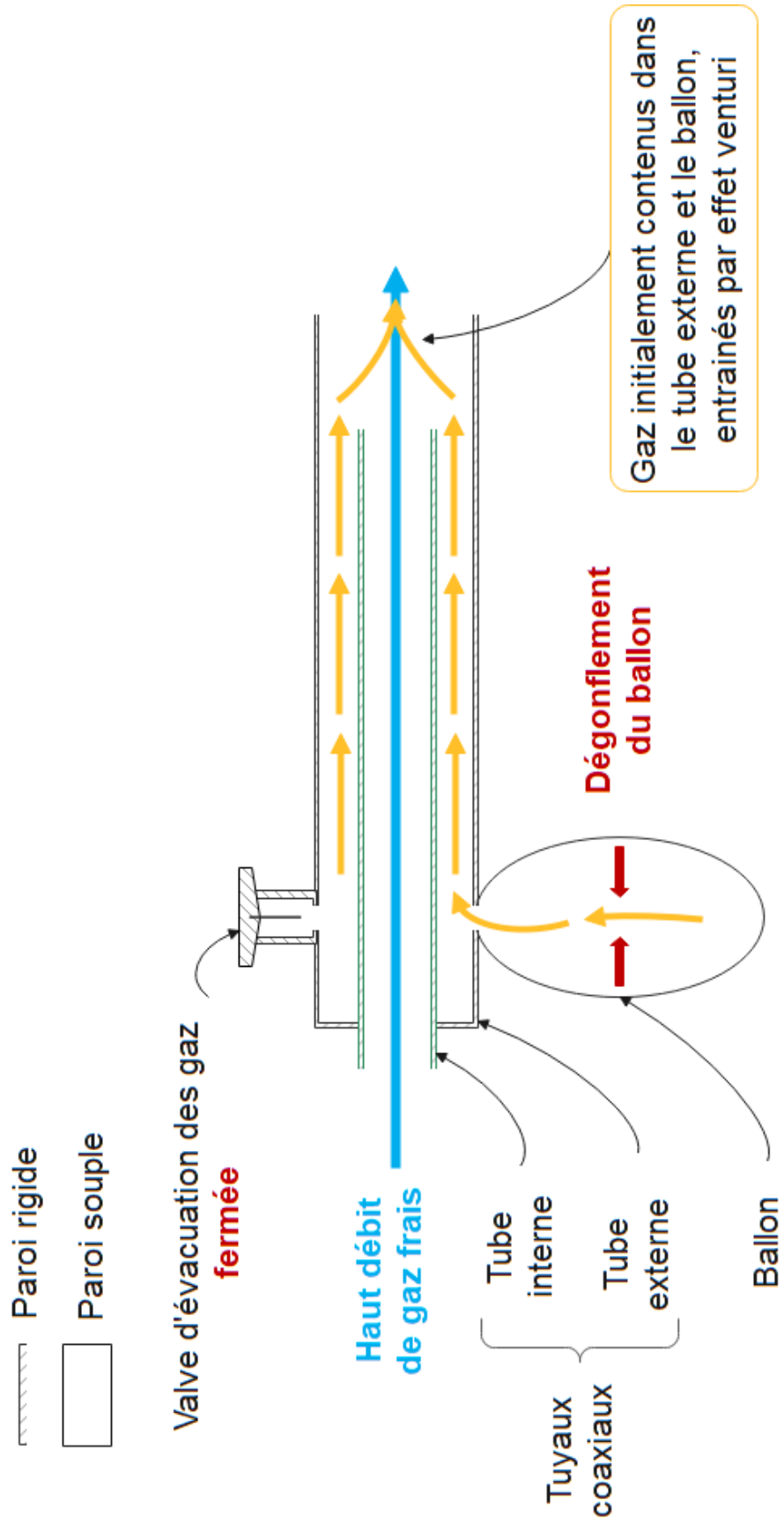
Points à vérifier exigés	Tests de vérification (cochez)	Résultats
1. Appareil		
- présence des éléments requis pour l'acte prévu	Inspecter l'appareil	Eléments présents
- fermeture des débitmètres	Inspecter les flotteurs	Flotteurs sur leurs sièges
- mise en marche composants électriques	Inspecter voyants lumineux	Voyants allumés
- mise en marche système antipollution	Inspecter système	Système branché
- aspiration	Mettre en fonction	Aspiration suffisante
2. Alimentation en gaz		
- O2 réserve en quantité suffisante	Ouvrir la bouteille O2	Réserve > 150 L
- O2 réserve pas de fuites	Fermer la bouteille O2	Pression se maintient
- O2 centrale pression adéquate	Brancher tuyau O2	Mano O2 appareil = 3,5 ± 0,7 bar
- N2O centrale pression adéquate	Brancher tuyau N2O	Mano N2O appareil = 3,5 ± 0,7 bar
- Air centrale pression adéquate	Brancher tuyau d'air	Mano air appareil = 3,5 ± 0,7 bar
3. Analyseur d'O2		
- test batterie (si applicable)		
- mesure FiO2 21%	Mesurer à l'air ambiant	Analyseur affiche 21±2%
- mesure FiO2 100%	Remplir système d'O2 pur	Analyseur affiche >90%
- alarme FiO2 basse	Régler l'alarme à 40% + débit O2 = 2 L/min + débit N2O=4 L/min	Alarme sonne
4. Débitmètres		
- alimentations correctes	Débits O2=2 L/min+N2O=1 L/min	Analyseur affiche 66%
- débits maxima	Ouvrir débitmètres au maximum	Débit maximum O2 et N2O atteints
- défaut d'O2 entraîne signal sonore et coupure automatique du N2O	Afficher débits O2 et N2O identiques, puis débrancher tuyau d'alimentation en O2	Alarme sonore Arrêt débit du N2O

5. Bypass O2		
- débit suffisant	Ouvrir bypass+obturer raccord au patient	Le ballon se gonfle rapidement
6. Vaporisateur(s)		
- position cuve	Inspection	Verticalité stricte
- sens de circulation du gaz vecteur	Inspection	Sens correct
- présence de liquide		
anesthésique	Observer fenêtre de la cuve	Niveau correct
- absence de dérèglement majeur du vaporisateur	Mettre en position 0 le bouton de réglage de conc. de vapeur et remplir d'O2 le système anesthésique avec le débitmètre d'O2	Absence d'odeur d'halogéné
7. Sélecteur de circuit		
- position correcte du bouton	Alimenter en gaz frais le système anesthésique	Le ballon du système se gonfle
8. Circuit principal = circuit-filtre = circuit ventilateur		
- éléments présents	Inspecter	Eléments présents
- raccords corrects	Manipuler	Raccords corrects
- chaux sodée fonctionnelle	Inspecter	Chaux non virée
- valve unidirectionnelle inspiratoire	Inspecter Ventiler	Disque OK Inspiration OK / expi non
- valve unidirectionnelle expiratoire	Inspecter Ventiler	Disque OK Expiration OK / inspi non
- valve d'échappement (ventilation spontanée et manuelle)	Remplir système anesthésique, obturer raccord patient, ouvrir valve	Chute de pression à 0, absence de pression positive et négative résiduelle
- manomètre	Inspecter	Indique variations de pression
- volumètre	Inspecter	Indique V expiré
- étanchéité	Test de fuite	Système anesthésique étanche Système d'alimentation en gaz frais étanche
9. Circuit accessoire		
- éléments présents	Inspecter	Eléments présents
- fonctionnement	Ventiler	Circuit fonctionnel
- valve d'échappement	Remplir système anesthésique, obturer raccord patient, ouvrir valve	Chute de pression à 0, absence de pression positive et négative résiduelle
- étanchéité	Test de fuite	Système étanche, alimentation en gaz frais étanche
- circuit de Bain	Vérifier tuyau central	Tuyau central étanche

10. Ventilateur		
- fonctionnement	Lise en route avec réglages souhaités,ballon d'essai relié à la jonction au patient valve d'échappement réglable fermée	Fonctionnement OK, absence de fuites, pression téléexpiratoire=0
- alarme de débranchement	Enlever le ballon	Alarme de débranchement sonne
		Alarme de pression haute
- alarme de pression haute	Obturer jonction au patient	sonne, valve de surpression s'ouvre
11. Système antipollution		
- absence d'obstacle à la sortie des gaz excédentaires	Système branché à la sortie des gaz excédentaires et ventilateur en marche avec ballon d'essai relié à la jonction patient	Absence de pression positive
- absence d'obstacle à l'entrée d'air ambiant	Système branché à la sortie des gaz excédentaires et ventilateur en marche avec ballon d'essai relié à la jonction patient	Absence de pression négative
12. Aspirateur		
- fonctionnement	Obturer orifice distal et mettre en marche ; la libération de l'orifice donne lieu à une succion adéquate	Vide suffisant
13. Moniteurs additionnels		
- fonctionnement	Calibrer Vérifier fonctionnement	Calibration OK Fonctionnement OK
14. Insufflateur manuel		
- présence éléments	Inspecter	Appareil complet
- fonctionnement	Manipuler	Ballon+valve OK
15. Eléments additionnels		

Remarques :

Vérification de l'étanchéité du système de tubes coaxiaux :
Test de Pethick,
Concept de Pompe Venturi



Parcours anesthésie : Préparation d'une anesthésie gazeuse



Contexte :

A votre arrivée au matin dans votre clinique vous devez préparer l'anesthésie gazeuse pour une chirurgie.

Cas clinique :

Ovariectomie de Yuki, chat européen femelle entière de 10 mois vue en consultation pré-chirurgicale il y a 10 jours.

Vérification de la machine d'anesthésie :

- 1 Familiarisation avec les composants de la machine (At- 215)
- 2 Les différents tests à réaliser sur la machine et leur chronologie (At-216)
- 4 Vérification de la source de gaz frais, du débitmètre et du bouton flush (At-217)
- 5 Vérification et entretien du vaporisateur (At-218)
- 6 Vérification de la chaux sodée (At-219)
- 7 Fermeture du système : choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation des gaz (At-220)
- 8 Test de fuite et tests spécifiques des circuits respiratoires (At-221)

7 Pose de cathéter intraveineux : (At-098)

8 Vérification de l'étanchéité d'une sonde endotrachéale: (At-155)

9 Intubation endotrachéale : (At-102)

10 Lien vers le questionnaire de synthèse des apprentissages

Check-list du parcours anesthésie

Objectif d'apprentissage
Le parcours anesthésie a pour objectif de former l'étudiant aux différentes étapes à réaliser avant toute anesthésie volatile. La liste ci-dessous mentionne toutes les vérifications à réaliser avant l'induction de l'animal.

Ateliers de familiarisation :

- Familiarisation avec les composants de la machine (At-)
- Familiarisation avec la chronologie des tests à réaliser sur la machine (At-)

Vérification du matériel :

Vérification de la machine :

- Branchement à l'arrivée de gaz frais (débitmètre et bouton flush) (At-)
- Vaporisateur (At-)
- Chaux sodée (At-)
- Circuit adapté à l'animal (At-)
- Evacuation des gaz usagés (At-)
- Tests de fuite (At-)
- Valves unidirectionnelles (At-)
- Tube interne du système respiratoire coaxial (At-)
- Equipement d'intubation disponible et en état de fonctionnement (At-)

Vérifications concernant l'animal :

- Identification de l'animal et des risques anesthésiques (âge de l'animal, race, classe ASA.)
- Consentement éclairé du propriétaire
- Vérification de la mise à jeun de l'animal
- Examen clinique réalisé ce jour et vérification du poids
- Cathéter en place et perméable (At-)

Pour aller plus loin :
Réalisation de l'anesthésie générale d'une chatte pour ovariectomie:

Annexe 5 : Fiche n°1 du parcours pédagogique de simulation – Les composants de la machine d’anesthésie gazeuse



At-215 Vérifications de la machine d’anesthésie 1 : Les composants de la machine d’anesthésie gazeuse

Justification du poste de travail

Avant tout, pour être capable de réaliser une anesthésie générale maintenue avec un anesthésique volatil, il est nécessaire de se familiariser avec la machine et ses composants.

Objectif d'apprentissage

Connaître les différents composants de la machine, leurs noms, leurs localisations et leurs utilités.

Pour cet atelier, l'étudiant se familiarise avec ces composants et apprend à les reconnaître.

L'entretien et les tests à effectuer pour vérifier le bon fonctionnement de ces composants fait l'objet de fiches d'apprentissages détaillées.

Méthodologie

Préparatifs

L'étudiant dispose de cartes représentant le nom de chaque composant à identifier et d'autres expliquant le rôle de chacun sur la machine. Il dispose aussi de pastilles représentant une lettre. Il doit donc attribuer un nom de composant à sa fonction puis identifier la lettre sur la machine qui correspond à ce composant.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

Première étape :

Associer chaque composant à son nom et son utilité au sein de la machine. Certains composants peuvent être présents deux fois sur la machine.

Repérer le composant sur la machine et attribuer la carte composant à la lettre indiquée.

Deuxième étape :

Après avoir identifié tous les composants, attribuer au circuit réinhalatoire et non réinhalatoire les composants qui les constituent.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22



Figure 1 : Photographie de la machine d'anesthésie

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Correction

Le manomètre :

Manomètre

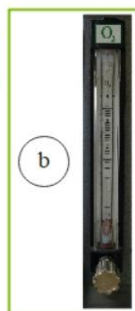


Ce composant permet de contrôler la pression présente dans le circuit.

Cet élément sera particulièrement important dans la réalisation des tests de fuite ou en cas de ventilation manuelle de l'animal.

Le débitmètre :

Débitmètre



Ce composant permet de contrôler le débit de gaz frais injecté dans le circuit.

Cet élément sera particulièrement important dans la réalisation des tests de fuite et pour permettre un apport d'oxygène suffisant à l'animal.

Le paramètre régulé par cet élément intervient également dans la distribution de l'anesthésique volatil à l'animal.

Le vaporisateur :

Vaporisateur



Ce composant contient le anesthésique volatil sous forme liquide et permet de le distribuer sous forme gazeuse dans le circuit, vers l'animal.

Cet élément est bien sûr clé dans la réalisation d'une anesthésie volatile pour que l'animal reçoive la quantité désirée d'anesthésique.

Le Ballon :



Ballon

Cet élément constitue un réservoir pour l'inhalation du patient. Il permet aussi au vétérinaire de visualiser la respiration de l'animal lorsqu'il est couvert par un champ chirurgical.

Il peut aussi permettre un relais manuel de la respiration lorsqu'elle doit être assistée. La compliance de cet élément permet au système de s'adapter aux modifications de pression en minimisant l'impact pour l'animal.

Le système d'évacuation des gaz anesthésiques:



Système d'évacuation et de filtration des gaz anesthésiques

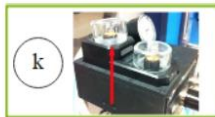
Cet élément permet l'évacuation et ou la filtration des gaz anesthésiques. Il en existe plusieurs types:

- Actif : prise murale (violette)
- Passif-actif : tuyau acheminé vers une ventilation
- Passif sans absorbant : tuyau menant vers l'extérieur
- Passif avec absorbant : un conteneur à charbon. **C'est le cas ici.**

Il permet de capter les molécules résiduelles d'anesthésique volatil.

Ce matériel est une obligation légale pour le vétérinaire au point de vue écologique et pour assurer la sécurité du personnel et de l'animal.

Les valves unidirectionnelles :



Valves unidirectionnelles

Cet élément permet la circulation des gaz dans le circuit de manière unidirectionnelle pour que le gaz frais (qui doit être inspiré par l'animal) et le gaz expiré riche en CO₂ ne se mélangent pas dans le système

La chaux sodée et son canister :

Chaux sodée



Cet élément permet la filtration des gaz expirés par l'animal en circuit réinhalatoire pour en extraire le CO₂.

La source de gaz frais :



En Vetsims la source de gaz frais est un compresseur d'air. En pratique la source de gaz frais peut être constituée d'une bouteille d'oxygène, d'un oxybox, ou d'une prise murale pour les plus grosses infrastructures disposant d'une source d'oxygène centralisée.

Les valves :

Valve de surpression ou valve APL ou valve d'évacuation des gaz



Cet élément permet l'évacuation des gaz pour éviter les surpressions dans le circuit et donc dans les poumons de l'animal et protège ainsi le patient contre d'éventuels barotraumatismes.

Cet élément doit toujours être complètement ouvert sur le circuit non réinhalatoire et peut être partiellement (mais pas totalement) fermé sur le circuit réinhalatoire.

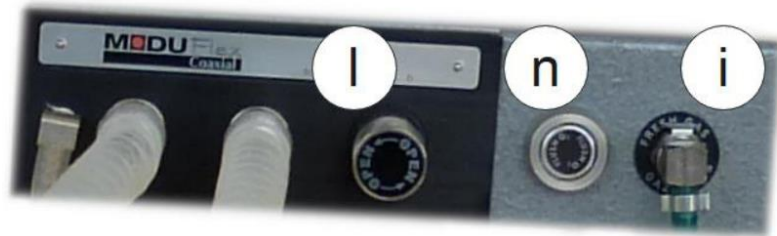


Figure 2 : Photographie zoomée du bloc basal de la machine

L'arrivée de gaz frais :

i

Arrivée de gaz frais de la machine

Cet élément permet de connecter le circuit réinhalatoire ou non réinhalatoire pour l'alimenter en gaz frais.

Le bouton flush :

n

Bouton flush

Cet élément permet d'injecter dans le circuit un débit élevé de gaz frais en court-circuitant le vaporisateur et le débitmètre. Il sera utilisé pour les tests de fuite.

En revanche, il ne doit jamais être utilisé lorsque le patient est branché sur l'appareil respiratoire car il engendrerait de graves barotraumatismes.

Circuit de Bain :

Circuit de bain :
Associer les lettres correspondant
aux composants du circuit de bain :

- | | | |
|---|---|---|
| b | c | n |
| g | i | d |
| h | e | f |



Figure 3 : Éléments composant le circuit non réinhalatoire de Bain sur une photographie de la machine d'anesthésie

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauser

Approbation
11/01/22

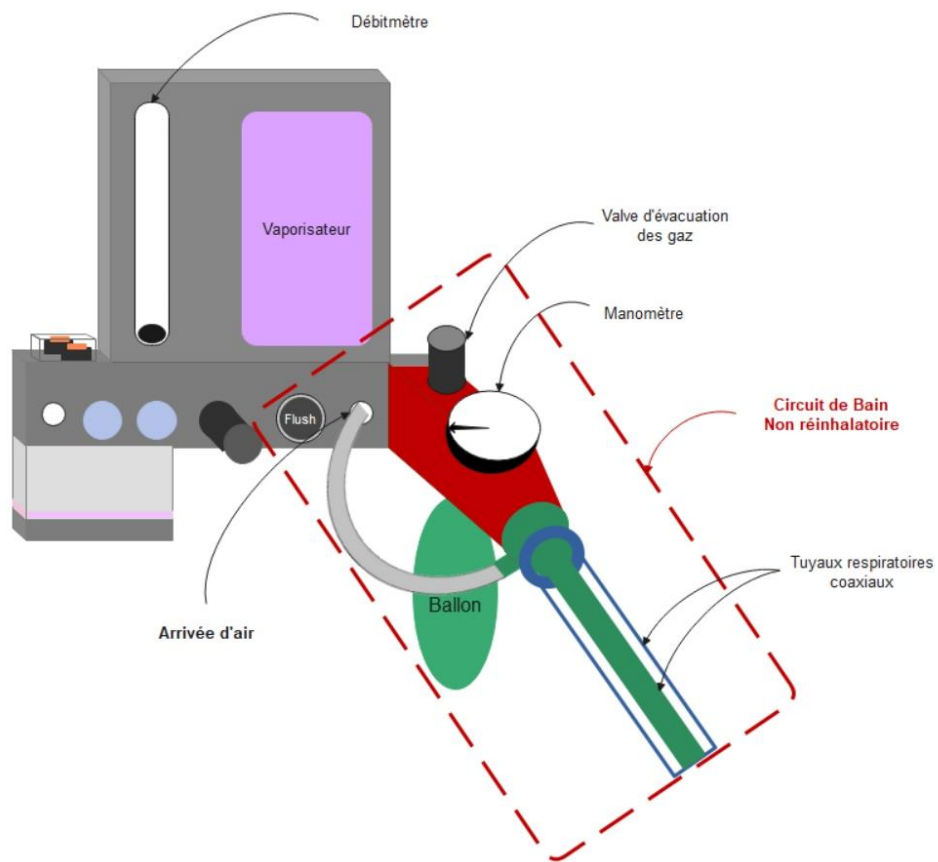


Figure 4 : Représentation schématique de la machine avec l'arrivée d'air branchée sur le circuit de bain et éléments spécifiques.

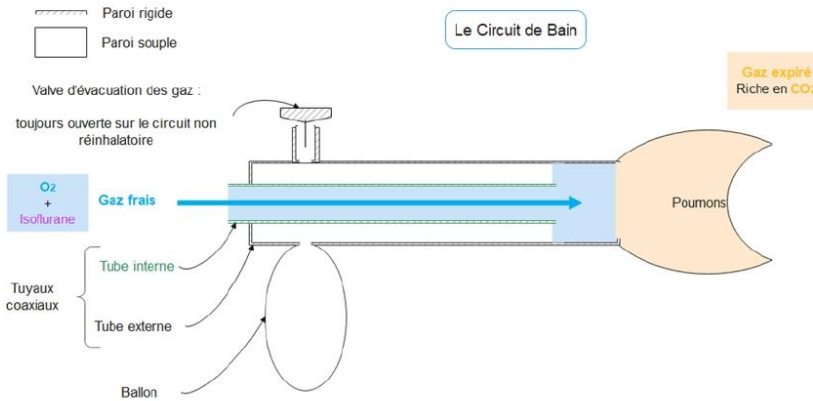
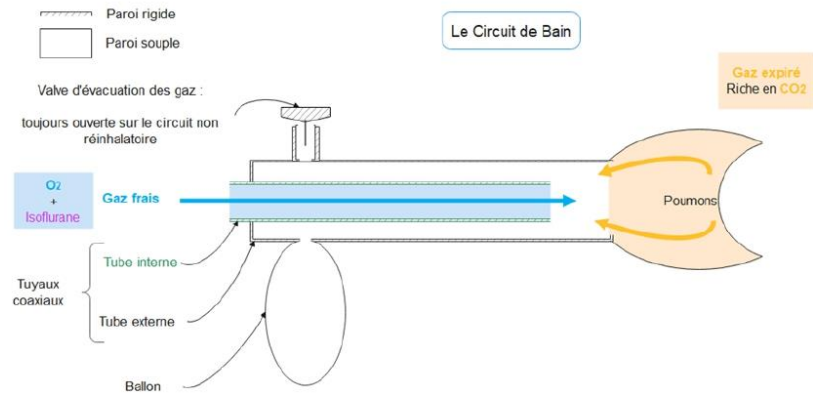
Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

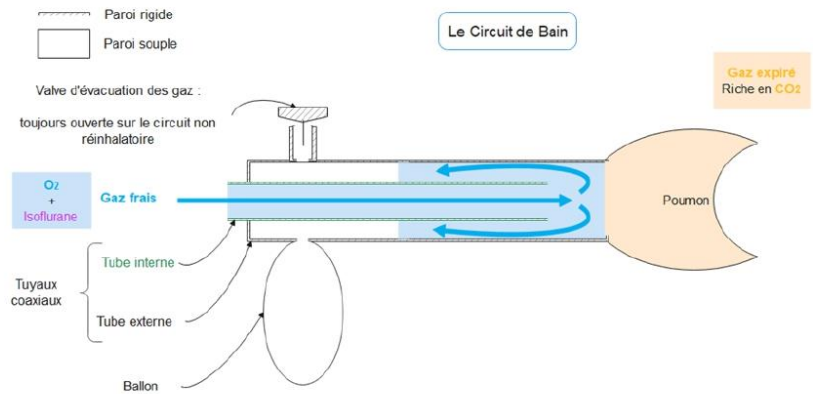
Approbation
11/01/22

Comprendre le fonctionnement du circuit de Bain :

Le patient inspire du gaz frais provenant du tube réservoir (tube central + externe rempli pendant la pause entre l'expiration et l'inspiration par de l'oxygène).



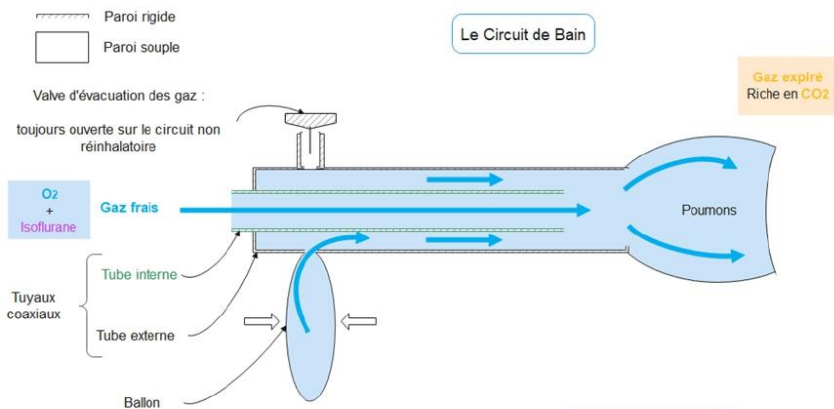
Le gaz frais entre dans le système par le tube interne et remplit le tube externe puis le ballon.



Rédaction
Agathe Le Luyer

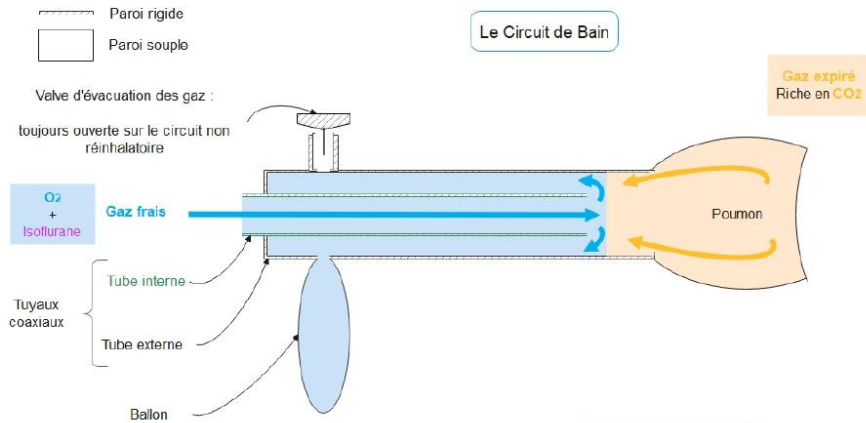
Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22



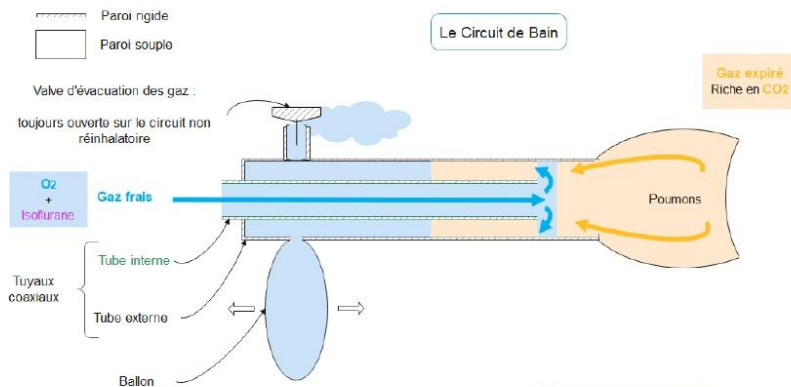
INSPIRATION

A l'inspiration le patient inspire donc du gaz frais provenant de l'intégralité du système.



EXPIRATION

Le patient expire pendant que le gaz frais continue d'arriver par le tube interne.



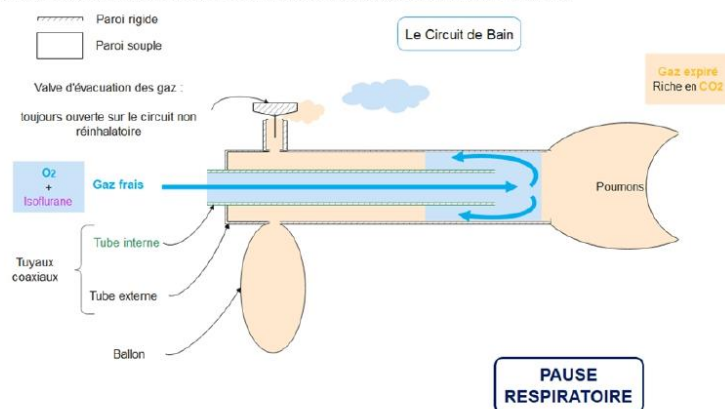
EXPIRATION

Rédaction
Agathe Le Luyer

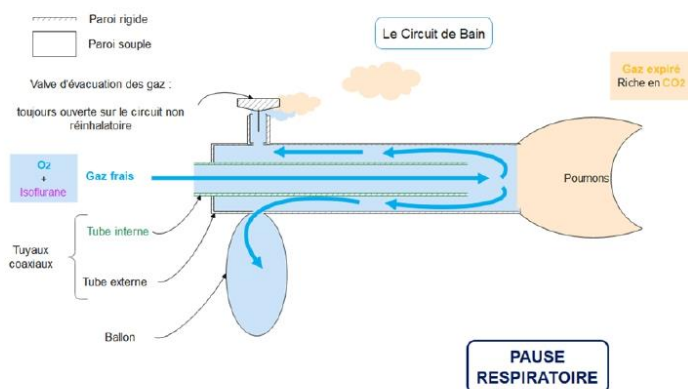
Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Le tube externe et le ballon se remplissent de gaz expiré par l'animal.



Pendant la pause respiratoire après l'expiration, le système se remplit à nouveau de gaz frais.



A la fin de la pause respiratoire le système est donc à nouveau rempli de gaz frais pour la prochaine inspiration de l'animal.

Figure 5 : Représentation schématique expliquée de la circulation des gaz dans le circuit de Bain

Pour considérer ce système comme non réinhalatoire on a besoin d'un débit de gaz frais qui dépendrait de la ventilation, spontanée ou non.

En ventilation spontanée on considère un débit de gaz frais suffisant de 200-300 mL/kg.

Pour une meilleure visualisation du fonctionnement du circuit non réinhalatoire de Bain, une vidéo est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Le circuit réinhalatoire :

Circuit réinhalatoire :
Associer les lettres correspondant
aux composants du circuit
réinhalatoire :

- n c j l
- a f i m
- k h b



Figure 6 : Eléments composant le circuit réinhalatoire sur une photographie de la machine d'anesthésie

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

ATTENTION : Sur la photographie ci-avant l'évacuation des gaz est branchée sur le circuit non réinhalatoire de Bain.
Pour le circuit réinhalatoire le système d'évacuation des gaz se branche comme sur la photographie ci-contre.



Figure 7 : Branchement du système d'évacuation des gaz sur le circuit réinhalatoire de la machine d'anesthésie

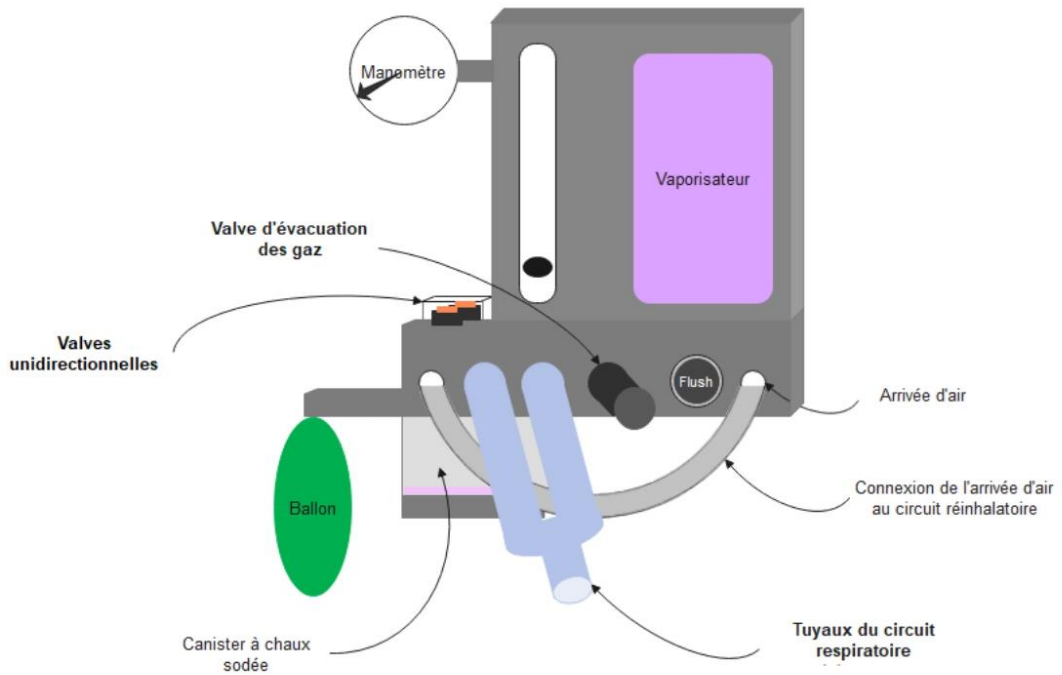


Figure 8 : Représentation schématique de la machine avec l'arrivée d'air branchée sur le circuit ré-inhalatoire

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Comprendre le fonctionnement du circuit ré-inhalatoire

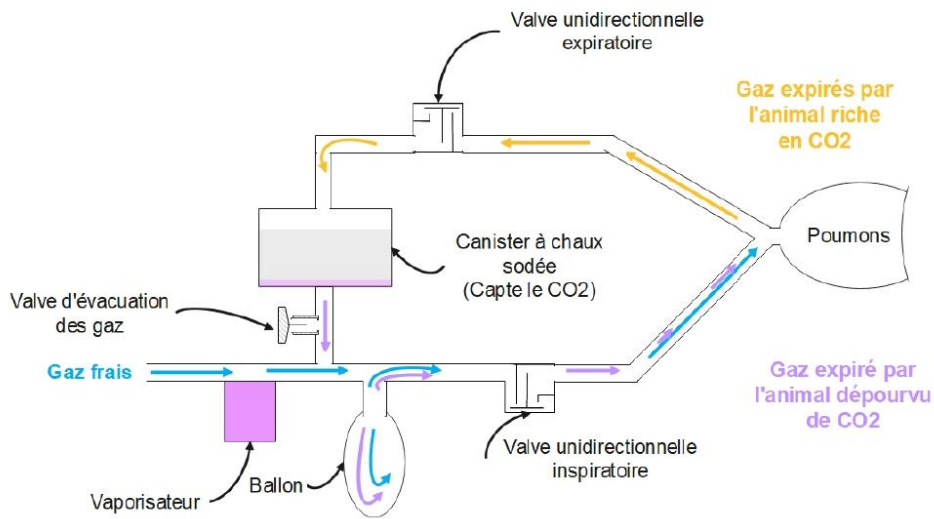


Figure 5 : Représentation schématique du circuit de l'air dans le circuit réinhalatoire

Le gaz frais arrive dans le circuit en amont du vapoiseur, du ballon et de la valve inspiratoire. Ce sont les mouvements respiratoires de l'animal qui permettent la circulation de l'air. Le circuit réinhalatoire étant constitué d'espaces morts conséquents, il faut utiliser ce circuit seulement pour les animaux ayant la capacité pulmonaire et musculaire suffisante pour faire circuler les gaz dans ce circuit. On utilise ainsi le circuit réinhalatoire pour les animaux de plus de 10kg.

Le gaz frais se charge en anesthésique volatil puis est inspiré par l'animal. Les valves permettent la circulation des gaz de manière unidirectionnelle. Le gaz expiré par l'animal est ainsi dirigé vers la valve expiratoire, passe dans la chaux sodée pour être épuré de son CO₂, puis vers le ballon où le gaz est stocké avant la prochaine inspiration. Ce gaz expiré dépourvu de CO₂ est complété par de l'oxygène et de l'anesthésique volatil pour être à nouveau inspiré par l'animal.

Le circuit réinhalatoire permet de réaliser une anesthésie à bas débit de gaz frais, plus économique et écologique. En début d'anesthésie, un débit d'environ 100 mL/kg/min pendant environ 5 à 10 minutes est nécessaire pour remplir le système d'oxygène et d'agent anesthésique (valve d'évacuation des gaz complètement ouverte).

Puisque le gaz expiré par l'animal retourne dans le circuit et contient encore de l'oxygène et de l'agent anesthésique, on peut ensuite imposer un plus faible débit de gaz frais d'approximativement 10 mL/kg/min qui sert à apporter la quantité d'oxygène et d'anesthésique absorbé par l'animal. Le débit minimum est de 500 mL/min pour permettre le bon fonctionnement du vapoiseur pour lequel on peut également baisser le pourcentage d'anesthésique volatil à injecter dans le circuit.

Pour une meilleure visualisation du fonctionnement du circuit réinhalatoire, une vidéo est disponible sur le canal Vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Consignes à respecter après réalisation

Replacer tous les cartons dans la boîte prévue à cet effet.

Ateliers suivants

Une fois l'étudiant familiarisé avec les différents composants il peut se familiariser avec les différents tests à réaliser sur la machine avant chaque anesthésie.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauser

Approbation
11/01/22

Annexe 6 : Fiche n°2 du parcours pédagogique de simulation – Les différents tests à réaliser sur la machine et leur chronologie



At- 216 Vérifications de la machine d'anesthésie : Les différents tests à réaliser sur la machine et leur chronologie

Justification du poste de travail

Les tests de la machine d'anesthésie sont indispensables à la réalisation de toute anesthésie volatile en toute sécurité pour le patient et le personnel. Cet atelier présente les différentes vérifications à effectuer sur la machine et familiarise l'étudiant à leur chronologie.

Objectif d'apprentissage

Connaitre les différents tests de la machine et leurs enjeux. Pour cette atelier, l'étudiant se familiarise avec les points fondamentaux des différents tests permettant la vérification de la machine et à l'ordre dans lequel les réaliser. Chaque test de la machine fait par la suite l'objet d'un atelier individuel.

Méthodologie

Préparatifs

Pour se familiariser avec la machine, l'étudiant doit au préalable avoir réalisé l'atelier de familiarisation avec les composants. L'étudiant dispose de cartes renseignant différents tests à réaliser sur la machine, des numéros correspondant à la place dans l'ordre chronologique à associer aux tests à effectuer et des images représentant les composants impliqués dans les tests (associés à des lettres indiquant leur position sur la machine si nécessaire).

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

Ordonner les différents tests à réaliser sur la machine et y associer les composants de la machine testés.



Figure 1 : Photographie de la machine d'anesthésie

Correction

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 1 : Vérification du branchement à la source d'oxygène



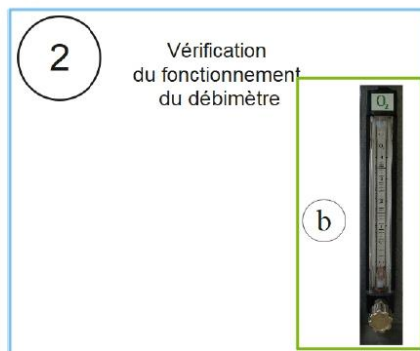
La première vérification consiste en la vérification de la source de gaz frais. Il convient de brancher la machine sur l'arrivée de gaz frais (donc l'arrivée d'oxygène).

En Vetsims la source de gaz frais est constituée par un compresseur d'air. Vérifier qu'il est raccordé à la machine. Contacter le responsable de la salle dans le cas contraire.

En pratique l'oxygène peut provenir d'une bouteille, d'un Oxybox ou d'une prise murale pour les infrastructures comme le CHUVA disposant de source d'oxygène centralisée.

En France, la prise murale correspondant à l'oxygène est blanche, dans d'autres pays le code couleur est différent (par exemple en Amérique du Nord l'oxygène sera associé à la couleur verte).

Etape 2 : Vérification du fonctionnement du débitmètre



Une fois que la machine est alimentée en gaz frais, vous pouvez procéder à la vérification du débitmètre :

- **Bonne rotation de la molette,**
- **Montée de la bille/canette** lors de l'augmentation du débit,
- **Bille/canette stable au débit demandé** après arrêt de la manipulation de la molette.

Etape 3 : Vérification du vaporisateur et de la chaux sodée (la chronologie proposée entre ces deux vérifications a et b n'est pas obligatoire)

Il est important de vérifier le vaporisateur et la chaux sodée rapidement après la connexion de la machine à la source de gaz frais puisque ce sont les sources de vapeur ou poussières dangereuses pour les patients et le personnel.



Il faut vérifier le bon fonctionnement du vaporisateur et le niveau d'anesthésique volatil pour assurer une anesthésie efficace.

Il convient de vérifier :

- Le **niveau d'anesthésique** et de remplir la cuve si nécessaire ;
- La **fermeture de la vis de remplissage de la cuve** ;
- La **mobilité du cadran** ;
- La position du vaporisateur qui doit être bien droit et non penché ;
- Le **vaporisateur doit être positionné sur « OFF »** lorsque la machine n'est pas utilisée.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

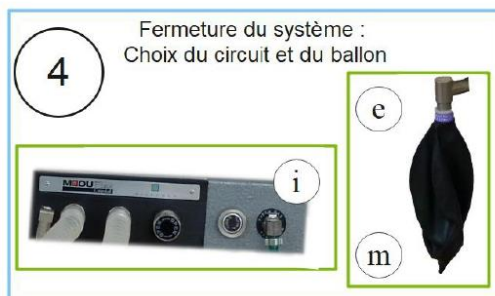


La chaux sodée permettant d'épurer le CO₂ présent dans l'air expiré par l'animal. En cas d'usure avancée de cette chaux, elle n'épurera plus le CO₂ présent dans l'air expiré et l'animal inspirera du CO₂ en quantité trop importante. Un indicateur coloré, généralement violet, permet de juger l'usure de celle-ci.

Il convient de vérifier :

- La **proportion de chaux colorée** : Un remplacement de la chaux est recommandé lorsque plus de 2/3 sont colorés ;
- Le **nombre d'heures d'utilisation** : la couleur n'est pas suffisante pour contrôler l'usage de la chaux (la coloration de l'indicateur peut être perdue après une inutilisation prolongée ou une exposition trop importante aux UV). Une grille de suivi d'utilisation mentionnant la date de renouvellement de la chaux et les durées d'utilisations est parfois disponible sur le canister, sinon il est important de noter la **date** du dernier renouvellement et **nombre d'heures d'utilisation** et de rendre ces informations apparentes. Il est nécessaire de changer la chaux en moyenne toutes les 8 à 10 heures d'utilisation selon le fournisseur.

Etape 4 : Choix et fermeture du circuit respiratoire



Avant de pouvoir réaliser les autres tests, il faut fermer le circuit convenablement :

1. **Choisir un ballon de taille adaptée** à votre animal :

Volume du ballon en ml = 90 x poids de l'animal

2. **Choisir le circuit adapté à votre patient** :

Circuit réinhalatoire : pour les animaux de plus de 8-10kg

Circuit non réinhalatoire de Bain : pour les animaux de moins de 8-10 kg.

3. **Brancher votre ballon et le circuit choisi sur l'arrivée d'air de la machine** (i) (sur la photo générale de la machine c'est le circuit non réinhalatoire de Bain qui est branché).

Cette étape est l'occasion de procéder à une inspection visuelle, ayant pour objectif d'identifier d'éventuelles anomalies évidentes sur le circuit. Des perforations, des obstructions ou de mauvais abouchements (du ballon, des tuyaux...) peuvent par exemple être remarqués et corrigés dès à présent et éviter une perte de temps considérable.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 5 : vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz



La machine étant maintenant branchée à l'arrivée d'air, il faut s'assurer qu'il existe un **système de traitement des gaz usagés**.

La présence de ce système est une **obligation légale** pour le vétérinaire, son dysfonctionnement provoquerait la **présence d'anesthésique volatil dans l'air ambiant** et constituerait un risque toxicologique pour le personnel et les animaux.

Pour rappel, il en existe différents types :

- **Actif** : Prise murale aspirant les gaz usagés ;
- **Passif-actif** : Grille d'aspiration à l'extrémité du tuyau d'évacuation ;
- **Passif avec absorbant** : Conteneur contenant du charbon actif permettant le captage des gaz d'anesthésiques volatils. C'est le dispositif présent en Vetsims ;
- **Passif sans absorbant** : ouverture dans le mur (ce dernier système, très polluant, est amené à disparaître).

Concernant le système **passif avec absorbant** que vous avez à disposition ici, c'est par une **pesée** que ce conteneur est vérifié. Il ne doit pas dépasser le poids maximal indiqué par le fabricant (souvent de l'ordre de 1400g).

Etape 6 : Test de fuite général : pressurisation

Seulement après ces vérifications, vous pouvez réaliser les tests de fuite sur la machine.



Le **test de pressurisation** consiste à vérifier de manière très générale s'il existe une fuite, non repérée à l'inspection visuelle de la machine, dans le circuit en imposant une pression d'environ 30-40 cmH₂O (soit 25 mmHg) dans le circuit et en s'assurant que cette **pression reste stable quand le circuit est fermé, après arrêt de l'injection de gaz frais**.

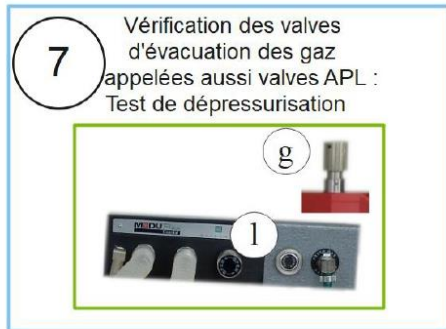
Ce test est détaillé dans la suite du parcours de vérification de la machine d'anesthésie.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 7 : Vérification de l'évacuation des gaz : test de Dépressurisation



Le **test de dépressurisation** ne peut se faire que directement à la suite du test de pressurisation, une pression de 25mmHg doit être imposée dans le circuit en début de test. Il a pour objectif de vérifier le **bon fonctionnement de l'évacuation des gaz** (il test notamment la valve d'évacuation des gaz appelée aussi valve de surpression ou valve APL). Son dysfonctionnement peut engendrer des barotraumatismes pulmonaires si la pression dans le système ne peut être diminuée. Il doit être réalisé sur le circuit réinhalatoire et sur le circuit non-réinhalatoire de Bain.

Ce test est détaillé dans la suite du parcours de vérification de la machine d'anesthésie.

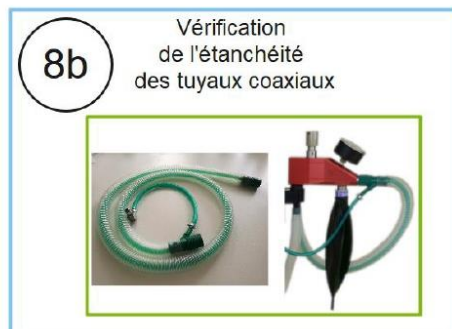
Etape 8 : Vérification de l'intégrité du tube interne des tuyaux coaxiaux et des valves unidirectionnelles (la chronologie proposée entre ces deux vérifications a et b n'est pas obligatoire)



Il est aussi nécessaire de vérifier le **bon état des valves unidirectionnelles** appartenant au circuit réinhalatoire, en s'assurant qu'elles bougent librement.

Si le changement d'une valve est nécessaire, il convient de vérifier la bonne fermeture du capot par la suite.

Ce test est détaillé la suite du parcours de vérification de la machine d'anesthésie.



Un test de fuite plus spécifique au système de tuyaux coaxiaux peut être réalisé.

Il permet de vérifier l'étanchéité du tuyau interne plus spécifiquement.

Ce test est détaillé la suite du parcours de vérification de la machine d'anesthésie.

Consignes à respecter après réalisation

Replacer tous les cartons dans la boîte prévue à cet effet.

Ateliers suivants

Une fois l'étudiant familiarisé avec les différents tests il peut se référer aux ateliers consistant en la mise en pratique de chaque test, individuellement, en respectant l'ordre appris lors de cet atelier.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 7 : Fiche n°3 du parcours pédagogique de simulation – Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush



At-217 Vérifications de la machine d'anesthésie :
Vérification de la source de gaz frais, du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush.

Justification du poste de travail

Les tests de la machine d'anesthésie sont indispensables avant toute anesthésie volatile pour garantir une anesthésie efficace en toute sécurité pour les patients et le personnel. La première vérification à réaliser est la vérification de la source de gaz frais. La machine doit être branchée sur l'arrivée de gaz frais pour alimenter le circuit et procéder ensuite à la vérification du fonctionnement du débitmètre et du bouton flush qui permettront l'injection de gaz frais dans les circuits.

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir identifier l'arrivée de gaz frais et y connecter la machine. Il sera également capable de vérifier le fonctionnement du débitmètre et du bouton flush.

Méthodologie

Préparatifs

Pour cet atelier l'étudiant doit au préalable, avoir réalisé l'atelier de familiarisation avec les composants de la machine ainsi qu'avec l'atelier de familiarisation avec les différents tests machine présentant également leur chronologie.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

S'entraîner à reconnaître l'arrivée d'oxygène

S'entraîner à vérifier le fonctionnement du débitmètre

S'entraîner à vérifier le fonctionnement du bouton flush

Etape 1 : Identification de la source d'oxygène et branchement de la machine

La source d'oxygène peut être constituée d'une prise murale, d'une bouteille d'oxygène ou d'une Oxybox (concentrateur d'oxygène). Dans le cas d'une prise murale, il existe un code couleur propre à chaque pays. En France, l'oxygène sera

associé au blanc. *En Amérique du nord, l'oxygène est associé à la couleur verte.*



Figure 1 : Prises murales d'arrivées de gaz frais
Présentes en Vetsims dans le bâtiment Nocard

Repérez la prise murale correspondant à l'oxygène.

Les prises murales sont conçues pour un branchement sécurisé de l'arrivée d'air avec un système appelé « push and twist » qui permet de verrouiller la connexion et éviter toute déconnection accidentelle de la machine.

Pour des raisons de sécurité, la machine d'anesthésie utilisée en Vetsims fonctionne avec une source de gaz frais constituée par un compresseur d'air.

Vérifiez que la machine est correctement branchée à ce compresseur, dans le cas contraire contactez l'ingénieur pédagogique.



Figure 2 : Compresseur d'air présent en Vetsims

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 2 : Identification du débitmètre et vérification de son bon fonctionnement

Maintenant que la machine est connectée à la source de gaz frais vous pouvez tester le bon fonctionnement du débitmètre.
Repérer le débitmètre sur la machine.



Figure 1 : Localisation du débitmètre sur la machine d'anesthésie



Figure 2 : Composants du débitmètre

Familiarisez-vous avec le débitmètre en faisant monter et descendre le débit de gaz frais et retenez le sens de rotation permettant respectivement l'augmentation et la diminution de celui-ci.

Après arrêt de la manipulation assurez-vous que la canette reste stable au débit imposé.

En cas de difficulté, il est possible que le compresseur d'air ne soit pas suffisamment rempli. Dans ce cas, contactez l'ingénieur pédagogique.

Etape 3 : Vérification du bouton flush



Figure 3 : Position du bouton flush sur la machine

L'activation du flush d'oxygène doit être possible quel que soit le débit d'oxygène (même nul) imposé par le débitmètre (le circuit permettant le flush du système devant court-circuiter le débitmètre). De plus, le flush de gaz frais doit cesser dès la levée de pression sur le bouton.

Consignes à respecter après réalisation

La machine étant branchée à la source de gaz frais et le débitmètre étant vérifié, vous pouvez poursuivre les vérifications à réaliser sur la machine.

Assurez-vous que le débitmètre est bien sur la position 0 avant de quitter l'atelier.

Ateliers suivants

Au sein du parcours anesthésie l'atelier suivant est la vérification du vaporisateur. Se référer au poster et à la check-list du parcours anesthésie.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 8 : Fiche n°4 du parcours pédagogique de simulation – Vérification et entretien du vaporisateur



At-218 Vérifications de la machine d'anesthésie 4 : Vérification et entretien du vaporisateur

Justification du poste de travail

Les tests de la machine d'anesthésie sont indispensables avant toute anesthésie volatile. Après avoir vérifié l'approvisionnement en gaz frais de la machine, il convient de réaliser les vérifications concernant le vaporisateur. L'étudiant doit savoir effectuer les vérifications de son bon fonctionnement et du bon remplissage en anesthésique volatil.

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit être capable de réaliser les vérifications nécessaires pour garantir le bon état de fonctionnement du vaporisateur de la machine d'anesthésie gazeuse. Il devra également être capable de remplir ou vider la cuve du vaporisateur.

Méthodologie

Préparatifs

Pour cet atelier l'étudiant doit au préalable avoir réalisé les ateliers de familiarisation avec les composants et avec les différents tests à réaliser sur la machine ainsi que l'atelier de vérification de la source de gaz frais, du débitmètre et du bouton flush.

Matériel nécessaire

Accès à la machine et flacon d'isoflurane avec son embout de remplissage.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

Réaliser les vérifications visuelles permettant de s'assurer de l'état de fonctionnement du vaporisateur.
Réaliser le remplissage et la vidange de la cuve d'anesthésique volatil

Etape 1 : Identification du vaporisateur sur la machine d'anesthésie

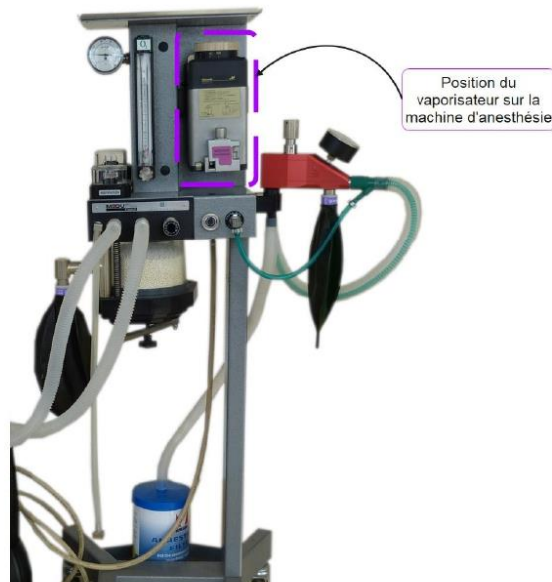


Figure 1 : Position du vaporisateur sur la machine d'anesthésie

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 2 : Inspection du vaporisateur



Figure 2 : Composants du vaporisateur

Procédez aux vérifications nécessaires au bon fonctionnement du vaporisateur et garantissant un niveau d'anesthésique volatil suffisant pour garantir une anesthésie efficace :

- Niveau d'anesthésique et de remplir la cuve si nécessaire
- Fermeture de la vis de remplissage de la cuve
- Mobilité du cadran
- Position du vaporisateur qui doit être bien droit et non penché
- Le vaporisateur doit être sur « OFF » lorsque la machine n'est pas utilisée



Figure 3 : Niveau d'anesthésique volatil insuffisant

Etape 3 : Remplissage de la cuve en cas d'insuffisance d'anesthésique volatil

Les bouteilles d'anesthésiques volatils sont conçues avec un embout adapté au vaporisateur de type clé serrure pour éviter toute erreur de remplissage par l'opérateur.



Figure 4 : Embout spécifique type clé serrure, du flacon d'isoflurane

Procédez au remplissage de la cuve en anesthésique volatil.

Étapes à respecter pour le remplissage de la cuve d'isoflurane à réaliser :

1. Dévisser la vis de blocage de l'embout verseur
2. Insérer l'embout verseur après vérification de l'orientation des trous de remplissage sur le vaporisateur
3. Resserer la vis sur l'embout verseur inséré
4. Ouvrir la vis de remplissage et maintenir la bouteille d'isoflurane en position haute pour remplir la cuve au niveau souhaité
5. Fermer la vis de remplissage, ouvrir la vis de blocage de l'embout verseur, retirer l'embout puis resserrer la vis de blocage.
6. **Refermer la bouteille d'isoflurane avec son bouchon** (ne pas laisser en place l'embout verseur qui n'est pas hermétique).

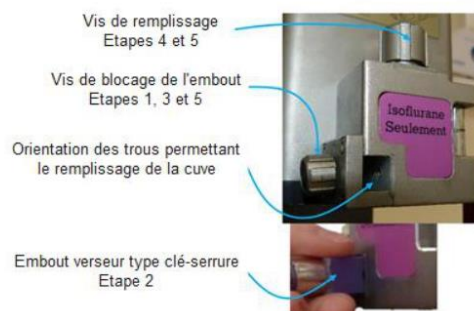


Figure 5 : Éléments essentiels du vaporisateur pour le remplissage de la cuve d'isoflurane



Figure 6 : Position de la bouteille d'isoflurane pour remplissage de la cuve

Pour une meilleure visualisation des étapes de remplissage de la cuve du vaporisateur une vidéo pédagogique est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Étape 4 : Vidange de la cuve en cas d'erreur de remplissage

Si malgré les dispositifs limitant le risque d'erreur, le mauvais anesthésique volatil est introduit dans le vaporisateur ou si une quantité trop importante d'anesthésique a été versée, il est possible de vidanger la cuve.

Procédez à la vidange de la cuve en anesthésique volatil.

Étapes à respecter pour la vidange de la cuve :

1. Procéder aux mêmes étapes que pour le remplissage concernant la vis de remplissage, l'insertion de l'embout verseur et la vis de blocage.
2. Drainer le liquide en maintenant la bouteille en position **basse** par rapport au vaporisateur.
3. Fermer la vis de remplissage, ouvrir la vis de blocage de l'embout et retirer l'embout verseur

Puis en cas de vidange suite au remplissage de la cuve avec le mauvais produit :

4. Flusher le vaporisateur avec un débit de 5 L/min de gaz frais pendant 30 minutes avec le cadran du vaporisateur sur 5 % avec un ballon connecté à l'extrémité du circuit pour éviter les fuites dans l'environnement.
5. Remplir avec le produit adapté et attendre deux heures que la température du vaporisateur se stabilise.



Figure 8 : Position de la bouteille d'isoflurane pour la vidange de la cuve

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Consignes à respecter après réalisation :

- Vérifier la position fermée des vis de blocage de l'embout verseur et de la vis de remplissage ;
- Fermer l'arrivée de gaz frais ;
- Vérifier la position fermée du cadran du vaporisateur.

Ateliers suivants

Pour poursuivre la vérification de la machine, le test suivant est la vérification de la chaux sodée.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 9 : Fiche n°5 du parcours pédagogique de simulation – Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation



At-219 Vérifications de la machine d'anesthésie : Vérification de la chaux sodée et bonnes pratiques d'utilisation

Justification du poste de travail

Une vérification importante de la machine d'anesthésie consiste en la vérification de l'état d'usure de la chaux sodée. Celle-ci permet d'épurer le CO₂ présent dans l'air expiré par l'animal en cas d'utilisation du circuit réinhalatoire. L'absence de cette vérification met en danger l'animal. En effet, la chaux usagée ne remplirait pas son rôle, provoquant alors l'augmentation de la concentration de CO₂ dans le gaz inspiré par l'animal et ainsi le risque d'hypoxie. Aussi, le risque de production de monoxyde de carbone par cette chaux usée serait augmenté.

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir quelles vérifications réaliser concernant la chaux sodée. Il devra également être capable de manipuler le canister.

Méthodologie

Préparatifs

Pour cet atelier l'étudiant doit au préalable, avoir réalisé les ateliers de

- Familiarisation avec les composants de la machine ;
- Familiarisation avec les vérifications de la machine et leur chronologie.
- Vérification de la source de gaz frais, du débitmètre et du bouton flush
- Vérification du vaporisateur.

En cas de doute, se référer au poster et à la check-list décrivant les étapes du parcours anesthésie.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

Réaliser les vérifications visuelles permettant de s'assurer que la chaux sodée est en état d'utilisation.
Apprendre les étapes de renouvellement de la chaux sodée.

Etape 1 : Identification du canister à chaux sodée

Localisez le réservoir contenant la chaux sodée appelée aussi canister.

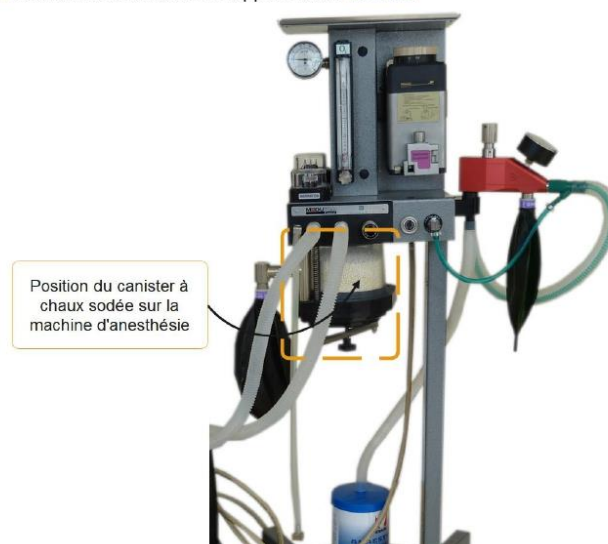


Figure 1 : Position du canister à chaux sodée sur la machine d'anesthésie

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 2 : Vérification de l'état d'usure de la chaux sodée

La chaux sodée est commercialisée avec l'ajout d'un indicateur coloré qui change de couleur en fonction du pH. La chaux sodée est utilisée en circuit réinhalatoire pour épuré le CO₂ présent dans l'air expiré par l'animal. Cette réaction chimique produit une modification du pH faisant ainsi virer la couleur de l'indicateur coloré.

Procédez à une inspection visuelle de celle-ci.

On considère que la chaux sodée doit être remplacée lorsque plus de 2/3 de la cuve est colorée.

Néanmoins, **cet indicateur coloré n'est pas suffisant pour juger de l'état d'usure de la chaux**. En effet, une exposition prolongée à la lumière peut inactiver l'indicateur coloré et la chaux peut se décolorer. Il existe aussi des erreurs de fabrication, certains lots peuvent ne pas contenir d'indicateur coloré.

Ainsi, il est nécessaire de **noter le nombre d'heures d'utilisation de la chaux** (certains canisters disposent d'une grille permettant de noter la date de changement de la chaux ainsi que de cocher toutes les 15 minutes d'utilisation). Selon les fournisseurs la chaux contenue dans un canister peut être utilisée au total pendant environ 14 heures.



Figure 2 : Canister à chaux sodée : non colorée



Figure 3 : Autre exemple de canister à chaux sodée ici usagées

Etape 2 : Renouvellement de la chaux sodée

La **chaux sodée est caustique**, il est donc nécessaire de prendre quelques précautions lors de sa manipulation : il est important de porter des **gants, des lunettes de protection et un masque** pour éviter tout contact avec la peau ou les muqueuses.

Pour cet atelier, **entraînez-vous seulement à descendre et remonter le canister**, en prenant l'habitude de porter l'**équipement de protection**.

Etapes pour le changement de la chaux sodée :

1. Dévisser la vis maintenant le canister
2. Extraire le canister de la machine
3. Jeter la chaux sodée usagée dans une poubelle DASRI
4. Essuyer le fond du canister et les joints d'étanchéité sur la machine avec un chiffon sec. Cette étape est une occasion de vérifier l'intégrité des joints.
5. Remplir le canister jusqu'à 1 cm du haut où jusqu'à l'endroit indiqué sur celui-ci.
6. Replacer le canister dans son réceptacle et resserrer la vis.
7. Vérifier la bonne position du canister, la vis doit être correctement serrée, le canister doit être bien droit. La mauvaise réalisation de cette étape peut conduire à l'apparition de fuites dans le système respiratoire.
8. **Modifier la date de dernier changement de la chaux sodée** sur le canister si celui-ci dispose d'une zone prévue à cet effet ou sur la feuille d'entretien de la machine présente dans la pièce.

Vis permettant de faire descendre ou remonter le canister



Figure 4 : Localisation de la vis maintenant le canister

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Etape 4 : Bonnes pratiques pour limiter la production de toxiques par la chaux sodée

Si la chaux sodée est asséchée, elle peut provoquer la dégradation des anesthésiques volatils en molécules toxiques. L'isoflurane, anesthésique volatil le plus utilisé en médecine vétérinaire, est par exemple dégradé en monoxyde de carbone.

Pour éviter l'assèchement de la chaux sodée il existe des recommandations de bonne pratique de fin d'anesthésie gazeuse :

- **Eteindre rapidement la machine d'anesthésie** en fin d'utilisation :
 - **Couper l'arrivée de gaz frais**
 - **Eteindre le vaporisateur**
- Contrôler la chaleur dégagée par le canister en per-anesthésie. Une température trop élevée favorise la formation des toxiques. Il faut alors changer la chaux sodée ou augmenter le débit de gaz frais.

Consignes à respecter après réalisation

Vérifier la bonne position du canister avant de changer d'atelier.

Ateliers suivants

Au sein du parcours anesthésie, l'atelier suivant est la fermeture du système par le choix du circuit et du ballon et la vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz.

Se référer à la check-list et au poster relatifs au parcours anesthésie.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 10 : Fiche n°6 du parcours pédagogique de simulation – Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz



At-220 Vérifications de la machine d'anesthésie :
Fermeture du circuit : Choix du circuit et du ballon et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz.

Justification du poste de travail

Après avoir procédé aux vérifications concernant la source de gaz frais, le débitmètre, le bouton flush, le vaporisateur et la chaux sodée, le circuit respiratoire et le ballon peuvent être choisis en fonction de l'animal à anesthésier. Le système d'évacuation des gaz peut ensuite être vérifié et branché convenablement sur la machine en fonction du circuit respiratoire choisi.

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant doit savoir choisir le circuit respiratoire et le ballon adéquats en fonction de l'animal qui doit être anesthésié. Il sera également capable de comprendre l'importance du système de filtration et évacuation des gaz anesthésiques, de vérifier son état d'utilisation et juger de la nécessité de le remplacer ou non.

Méthodologie

Préparatifs

Pour cet atelier l'étudiant doit au préalable, avoir réalisé les ateliers de :

- Familiarisation avec les composants de la machine ;
- Familiarisation avec les vérifications de la machine et leur chronologie ;
- Vérification de la source de gaz frais, du débitmètre, du bouton flush ;
- Vérification du vaporisateur ;
- Vérification de la chaux sodée.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

Apprendre à choisir le circuit respiratoire et le ballon adéquats en fonction de l'animal à anesthésier.

S'entraîner à reconnaître le système de filtration et d'évacuation des gaz anesthésiques et à y brancher la machine après vérification de son état d'usage.

Etape 1 : Choix du circuit respiratoire et fermeture du système

Sur les machines anesthésiques utilisées en médecine vétérinaire il existe deux types de circuits couramment utilisés :

Circuit réinhalatoire : pour les animaux **de plus de 8-10kg**

Circuit non réinhalatoire de Bain : pour les animaux **de moins de 8-10 kg**.

Se référer à la fiche « familiarisation avec les composants de la machine » pour plus d'informations sur les circuits respiratoires.

Identifiez les connexions pour les deux types de circuits et branchez le circuit souhaité sur l'arrivée de gaz frais.



Figure 1 : Zoom sur le tableau basal de la machine d'anesthésie et position de l'arrivée de gaz frais de la machine permettant la connexion des circuits

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22



Figure 2 : Photographie de la machine avec le circuit non réinhalatoire de Bain branché sur l'arrivée de gaz frais de la

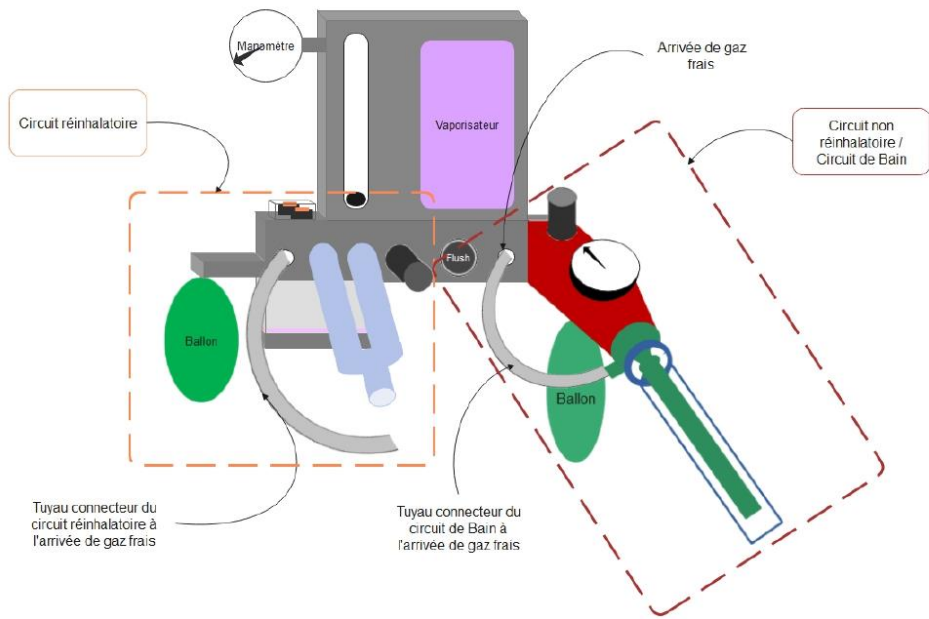


Figure 3 : Représentation schématique de la machine d'anesthésie :
Branchement de l'arrivée de gaz frais au circuit de Bain ou ré-inhalatoire

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22



Figure 4 : Photographie de la machine avec le circuit réinhalatoire branché sur l'arrivée de gaz frais de la machine

Etape 2 : Inspection visuelle de la bonne fermeture du circuit et choix du ballon

Ces étapes sont une bonne occasion pour vérifier le bon branchement des tuyaux ainsi que l'absence d'obstruction ou de perforation de ceux-ci.

Pour achever la bonne fermeture du système il faut choisir un ballon adapté à l'animal. Pour cela, la règle est que le ballon doit avoir un volume de 4 à 6 fois le volume courant de l'animal (12-15 mL/kg).

Donc pour simplifier on peut faire le calcul suivant :

$$\text{Taille du ballon en mL} = 15 \text{ mL/Kg} \times 6 \times \text{poids} = 90 \text{ mL} \times \text{poids.}$$

Choisir un ballon pour un animal de 3.7kg :

La taille du ballon doit être de $90\text{mL} \times 3.7 = 0.333 \text{ L}$. → On choisit donc un ballon de 0.5 L.

Pour un animal de moins de 10 kg on utilise le circuit non ré-inhalatoire de bain à droite sur le schéma comme sur la machine. Penser à brancher le circuit sur l'arrivée de gaz frais.

Même exercice pour un animal de 20 kg :

Ici on utilise la machine avec le circuit réinhalatoire, la taille du ballon doit être de $90\text{mL} \times 20 = 1.8 \text{ L}$

→ On prend donc un ballon de 2L.

De même, penser à brancher le circuit réinhalatoire sur l'arrivée de gaz frais

Etape 3 : Identification et vérification du système d'évacuation et de filtration des gaz

La machine étant maintenant branchée à l'arrivée de gaz frais, il faut s'assurer qu'il existe un **système d'évacuation des gaz usagés**.

La présence de ce système est une **obligation légale** pour le vétérinaire, **son dysfonctionnement provoquerait la présence d'anesthésique volatil dans l'air ambiant** et exposerait le personnel et l'animal à d'éventuels accidents.

Repérez le système d'évacuation des gaz anesthésiques.

Pour rappel, il en existe différents types :

- **Actif** : Prise murale aspirant les gaz usagés ;
- **Passif-actif** : Grille d'aspiration à l'extrémité du tuyau d'évacuation ;
- **Passif avec absorbant** : Conteneur contenant du charbon permettant le captage des gaz d'anesthésiques volatils. C'est le dispositif présent en Vetsims ;
- **Passif sans absorbant** : ouverture dans le mur (ce dernier système, très polluant, est amené à disparaître).

Concernant le système **passif avec absorbant** que vous avez à disposition ici, c'est par une **pesée** que ce conteneur est vérifié. Il ne doit pas dépasser le poids maximal indiqué par le fabricant (souvent de l'ordre de 1400g).

Réalisez cette pesée pour s'assurer que le filtre est toujours utilisable.



Figure 6 : Vérification de l'état d'usage du système de filtration des gaz par pesée



Figure 5 : Système passif d'évacuation des gaz avec absorption :
Filtre à charbon

Etape 4 : Branchement du système d'évacuation des gaz selon le circuit respiratoire utilisé

Le système d'évacuation des gaz doit être branché spécifiquement pour chaque circuit. Certains systèmes d'évacuation disposent de tuyau en Y pour être constamment connectés aux deux circuits. Ce n'est pas le cas sur la machine devant vous.

Sur la machine de Vetsims, **repérez les emplacements de branchement du système d'évacuation des gaz** respectif aux circuits de Bain et au circuit réinhalatoire.

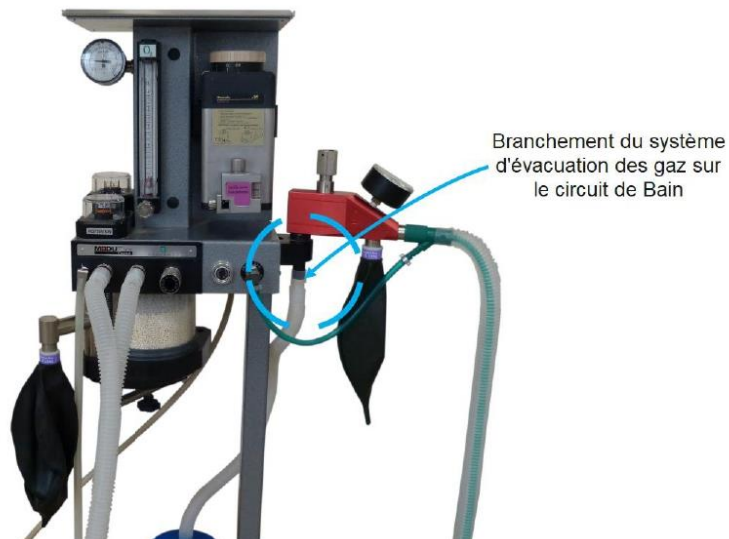


Figure 7 : Photographie de la machine avec le système d'évacuation des gaz branché sur le circuit de Bain

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

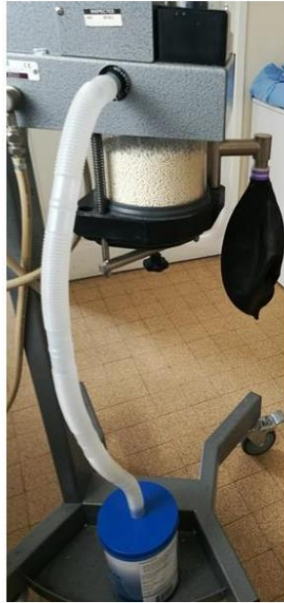


Figure 8 : Photographie de la machine avec le système d'évacuation des gaz branché sur le circuit réinhalatoire

Consignes à respecter après réalisation

Si vous continuez les ateliers sur la machine, vérifiez convenablement une seconde fois la fermeture du circuit avant de poursuivre.

Ateliers suivants

Au sein du parcours anesthésie l'atelier suivant est la réalisation des tests de fuite et autres tests spécifiques des circuits respiratoires.

Se référer à la check-list et au poster relatifs au parcours anesthésie.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 11 : Fiche n°7 du parcours pédagogique de simulation – Tests de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires



At-221 Vérifications de la machine d'anesthésie : Test de fuite et tests spécifiques des composants des circuits respiratoires

Justification du poste de travail

Après avoir réalisé les vérifications sur les grands composants de la machine, individuellement, il est maintenant possible de tester la machine dans son ensemble. Les tests commenceront par le test de fuite, à réaliser sur le circuit réinhalatoire et le circuit de Bain de manière systématique. Ensuite, des tests spécifiques à certains éléments du circuit (valves unidirectionnelles, valves APL/évacuation des gaz et tuyaux coaxiaux) seront à réaliser.

Objectif d'apprentissage

A l'issue de cet atelier, l'étudiant sera capable, de réaliser le test de fuite et les tests spécifiques à certains éléments du circuit (valves unidirectionnelles, valves APL/évacuation des gaz et tuyaux coaxiaux).

Méthodologie

Préparatifs

Cet atelier est le dernier concernant les vérifications de la machine, l'étudiant doit avoir réalisé les ateliers précédents au sein du parcours anesthésie pour aborder celui-ci.

Le branchement à l'arrivée de gaz frais et au système d'évacuation des gaz anesthésiques ainsi que la bonne fermeture du circuit sont particulièrement indispensables pour pouvoir faire le présent atelier.

Cet atelier est relativement long, si vous le réalisez pour la première fois, comptez une trentaine de minutes.

Réalisation pratique

Fonctionnement de l'atelier :

S'entraîner à réaliser les tests de pressurisation, de dépressurisation, de vérification des valves unidirectionnelles et de vérification de l'intégrité du système de tuyaux respiratoires coaxiaux.

Apprendre à connaître les observations normales et anormales lors de la réalisation de ces tests.

Test de fuite ou de pressurisation puis test de dépressurisation sur le circuit réinhalatoire et non-réinhalatoire :

Le test de fuite doit toujours être réalisé à la fois sur le circuit réinhalatoire et sur le circuit non-réinhalatoire de Bain avant de commencer une anesthésie.

Test de fuite ou de pressurisation puis test de dépressurisation sur le circuit réinhalatoire :

Pour cette étape de l'atelier, **branchez le circuit réinhalatoire sur l'arrivée de gaz frais.**

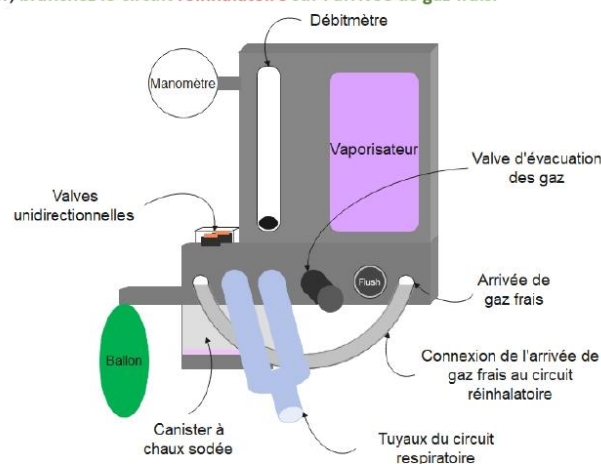


Figure 1 : Représentation schématique de la machine anesthésique avec le circuit réinhalatoire branché sur l'arrivée de gaz frais de la machine

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Avant de commencer, lisez attentivement les étapes du test de pressurisation et de dépressurisation.

Pensez à maintenir la pression dans le circuit à la fin du test de pressurisation pour pouvoir réaliser le test de dépressurisation (sinon il faudra recommencer).

A- Réalisation du test de fuite ou test de pressurisation sur le circuit réinhalatoire :

- 1- **Fermez la valve d'évacuation des gaz.**
- 2- **Bouchez le tuyau du circuit respiratoire côté patient** avec un doigt.
- 3- **Remplissez le circuit d'oxygène avec une pression d'environ 25 mmHg** (en utilisant soit le débitmètre soit le bouton flush (attention dans ce dernier cas utilisez de brèves pressions) et en contrôlant le manomètre).
En l'absence de manomètre le ballon doit être tendu, légèrement sous pression.
- 4- **Lorsque la pression de 25mmHg est atteinte, fermez l'arrivée de gaz frais en mettant le débitmètre à 0.**
- 5- **Observez le manomètre. L'aiguille doit rester fixe** pendant au moins 10 secondes.

Si la pression diminue, c'est qu'il existe une fuite dans le circuit.

En l'absence de manomètre on observe le ballon, si le ballon se dégonfle c'est qu'il existe une fuite.

- 6- **En cas de fuite : utilisez le débitmètre en augmentant très progressivement le débit imposé** pour savoir quel débit d'oxygène permet de compenser la fuite. La fuite est compensée lorsque l'aiguille du manomètre est stable.

On tolère une fuite lorsqu'elle est inférieure à 200mL/min

- 7- **Dans le cas d'un test de fuite positif avec une fuite supérieure à 200mL/min**, il est nécessaire de **chercher l'origine de la fuite** qui se localise le plus souvent :
 - Au niveau des jonctions du circuit :
 - Tuyaux mal positionnés ou mal enfoncés,
 - Ballon mal enfoncé,
 - Mauvaise connexion à la sortie de gaz frais ;
 - Aux points clés d'étanchéité :
 - Joints d'étanchéité rompus,
 - Mauvaise fermeture du filtre à CO₂, des capots des valves unidirectionnelles,
 - Valve d'évacuation des gaz mal fermée au moment du test ou défectueuse ;
 - Sur certains éléments défectueux du système :
 - Ballon percé,
 - Tuyau percé ou fendu,
 - Défaut du vaporisateur.

Après identification et correction de la fuite, réalisez de nouveau le test de pressurisation.

- 8- Dans le cas d'un **test de fuite négatif** :
 - ⇒ **Maintenez l'obstruction des tuyaux respiratoires côté patient avec votre doigt** et passez à l'étape suivante : le **test de dépressurisation**.

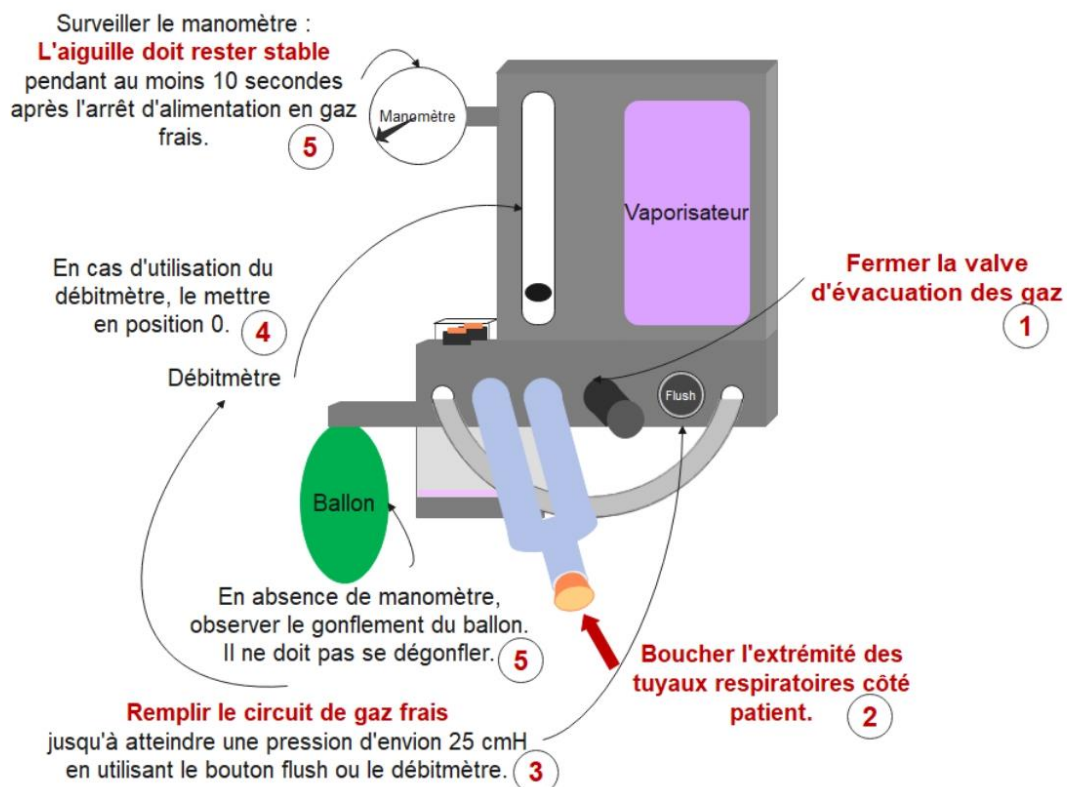


Figure 2 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de pressurisation du circuit réinhalatoire

B- Réalisation du test de dépressurisation :

- 1- Une fois le test de pressurisation terminé, maintenez le tuyau respiratoire bouché avec votre doigt. La pression dans le circuit doit être de 25mmHg.
- 2- **Ouvrez la valve d'évacuation des gaz** en maintenant le doigt bouchant l'extrémité patient des tuyaux respiratoires :

L'aiguille du manomètre et donc la pression dans le système doit chuter **immédiatement**.

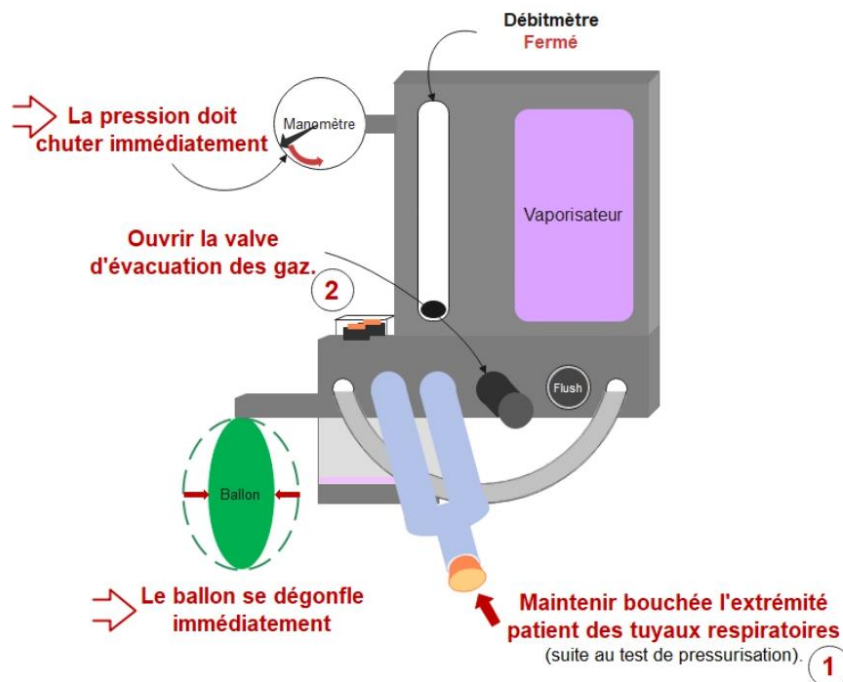


Figure 3 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de dépressurisation du circuit réinhalatoire

- 3- Dans le cas d'un **test de dépressurisation positif**, donc dans le cas où la pression dans le système ne s'annulerait pas immédiatement après ouverture de la valve d'évacuation des gaz, il convient d'en **chercher la cause** :
- Valve d'évacuation défectueuse
 - Obstruction au niveau des tuyaux d'évacuation
 - Obstruction du circuit expiratoire (valve unidirectionnelle bloquée ou tuyau obstrué) pour le circuit réinhalatoire.

13-. Finalement, retirer le doigt de l'extrémité du tuyau respiratoire coté patient pour terminer le test.

Ce test **permet de s'assurer du bon fonctionnement de la valve d'évacuation des gaz** appelée aussi valve de surpression ou valve APL.

⚠ La valve APL doit impérativement être ouverte à la fin des vérifications de la machine.

Réalisez le test de pressurisation et de dépressurisation pour le circuit réinhalatoire.

Pour une meilleure visualisation des étapes de réalisation des tests de pressurisation et dépressurisation, une vidéo didactique est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Autre test spécifique du circuit réinhalatoire : vérification des valves unidirectionnelles

De manière systématique, il convient de vérifier le bon fonctionnement des valves unidirectionnelles :

- 1- **Bouchez l'extrémité patient du tuyau respiratoire.**
- 2- **Fermez la valve d'évacuation des gaz.**
- 3- **Remplissez partiellement le système d'oxygène.**
- 4- **Arrêtez l'arrivée de gaz frais.**
- 5- **Pressez plusieurs fois le ballon et observez que les valves unidirectionnelles bougent librement.**
Levée de la valve inspiratoire à la pression et de la valve expiratoire à la levée de pression
- 6- **Ouvrez la valve d'évacuation** des gaz et débouchez l'embout du tuyau respiratoire côté patient pour terminer le test.

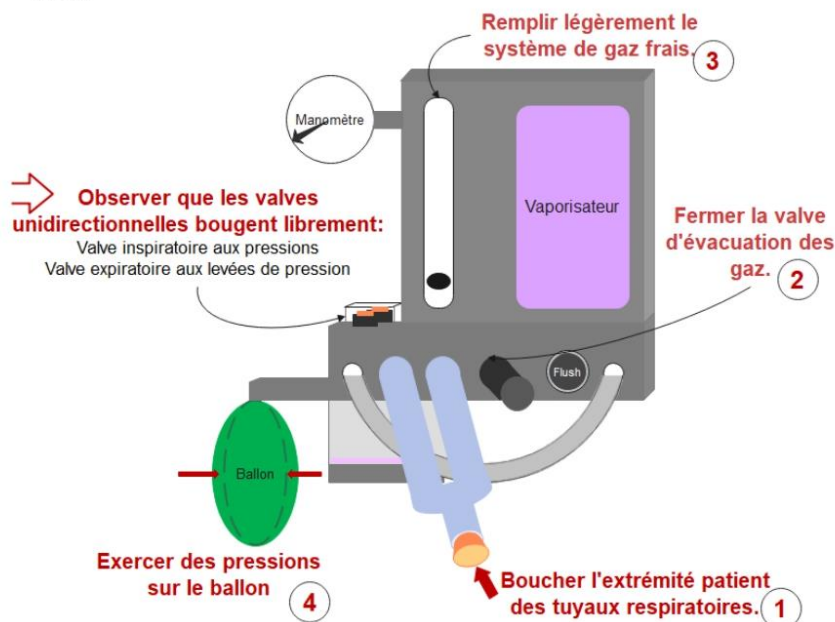


Figure 4 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de vérification de la libre mobilité des valves unidirectionnelles

⚠ La valve APL doit impérativement être ouverte à la fin des vérifications de la machine.

Une mauvaise mobilité des valves unidirectionnelles pourrait expliquer un test de dépressurisation anormal.

Dans ce cas, il convient de changer ou débloquer la valve dysfonctionnelle. Pour cela :

- 1- **Dévissez le capot transparent au-dessus de la valve (entraînez-vous de préférence sur la valve inspiratoire).**
- 2- **Changez, ou débloquez la valve.**
- 3- **Revissez correctement le capot.**
- 4- **Effectuez à nouveau les tests de pressurisation et dépressurisation.**

Pour une meilleure visualisation des étapes et observations à réaliser lors de la vérification des valves unidirectionnelles, une vidéo pédagogique est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Tests de pressurisation et dépressurisation sur le circuit non-réinhalatoire de Bain

Procédez aux mêmes étapes que précédemment, sur le circuit de Bain.

A- Réalisation du test de fuite ou test de pressurisation du circuit de Bain :

- 1- **Fermez la valve d'évacuation des gaz.**
- 2- **Bouchez le tuyau du circuit respiratoire côté patient** avec un doigt.
- 3- **Remplissez le circuit d'oxygène avec une pression d'environ 25 mmHg** (en utilisant soit le débitmètre soit le bouton flush (attention dans ce dernier cas utilisez de brèves pressions) et en contrôlant le manomètre).
En l'absence de manomètre le ballon doit être tendu, légèrement sous pression
- 4- **Lorsque la pression de 25mmHg est atteinte, fermez l'arrivée de gaz frais en mettant le débitmètre à 0.**
- 5- **Observez le manomètre. L'aiguille doit rester fixe** pendant au moins 10 secondes.

Si la pression diminue, c'est qu'il existe une fuite dans le circuit.

En l'absence de manomètre on observe le ballon, si le ballon se dégonfle c'est qu'il existe une fuite.

- 6- **En cas de fuite : utilisez le débitmètre en augmentant très progressivement le débit imposé** pour savoir quel débit d'oxygène permet de compenser la fuite. La fuite est compensée lorsque l'aiguille du manomètre est fixe.

On tolère une fuite lorsqu'elle est inférieure à 200mL/min.

- 7- **A nouveau, dans le cas d'un test de fuite positif avec une fuite supérieure à 200mL/min**, il est nécessaire de **chercher l'origine de la fuite** qui se localise le plus souvent :
 - Au niveau des jonctions du circuit :
 - Tuyaux mal positionnés ou mal enfoncés,
 - Ballon mal enfoncé,
 - Mauvaise connexion à la sortie de gaz frais ;
 - Aux points clés d'étanchéité :
 - Joints d'étanchéité rompus,
 - Valve d'évacuation des gaz mal fermée au moment du test ou défectueuse ;
 - Sur certains éléments défectueux du système :
 - Ballon percé,
 - Tuyau percé ou fendu,
 - Défaut du vaporisateur.

Après identification et correction de la fuite, réalisez de nouveau le test de pressurisation.

- 8- Dans le cas d'un **test de fuite négatif** :
 - ⇒ **Maintenez l'obstruction des tuyaux respiratoires côté patient avec votre doigt** et passez à l'étape suivante : le **test de dépressurisation**.

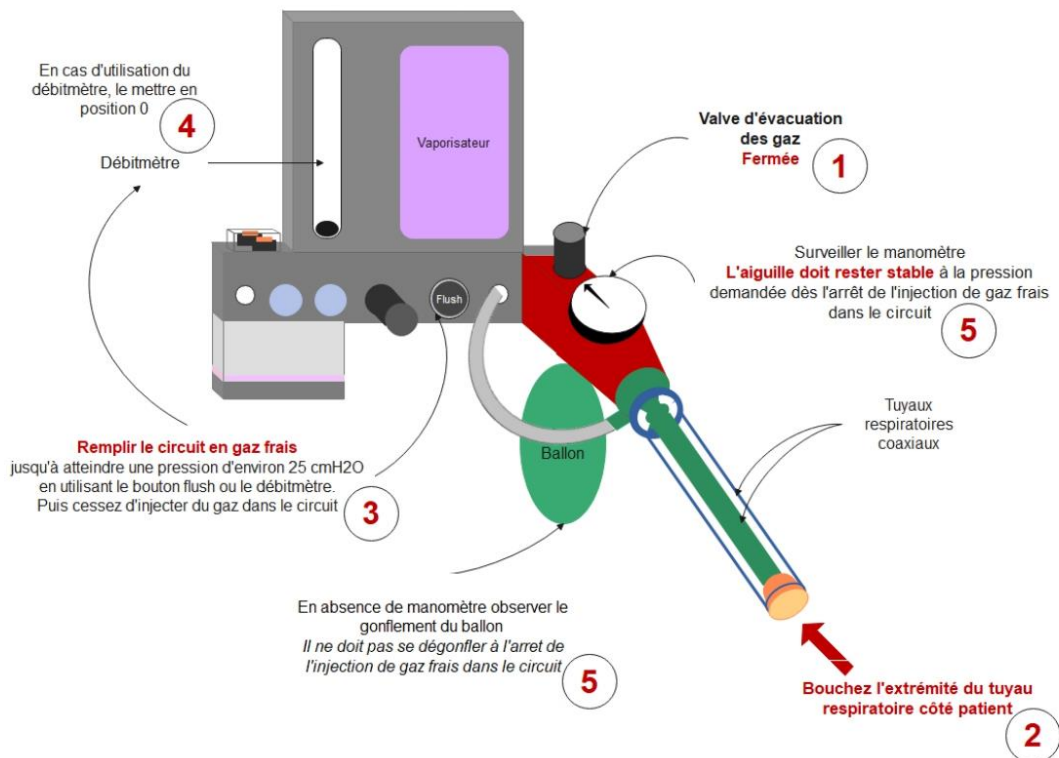


Figure 5 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de pressurisation du circuit non-réinhaletoire de Bain

B- Réalisation du test de dépressurisation :

- 1- Une fois le test de pressurisation terminé, maintenez le tuyau respiratoire fermé avec votre doigt. La pression dans le circuit doit être de 25mmHg.
- 2- **Ouvrez la valve d'évacuation des gaz** en **maintenant le doigt bouchant l'extrémité patient des tuyaux respiratoires** :

L'aiguille du manomètre et donc la pression dans le système doit chuter immédiatement.

- 3- Dans le cas d'un **test de dépressurisation positif**, donc dans le cas où la pression dans le système ne s'annulerait pas immédiatement après ouverture de la valve d'évacuation des gaz, il convient d'en **chercher la cause** :
 - Valve d'évacuation défectueuse
 - Obstruction au niveau des tuyaux d'évacuation

Dans le cas d'un **test de dépressurisation négatif** passez à l'étape suivante.

- 4- Finalement, retirez le doigt de l'extrémité patient du tuyau respiratoire pour terminer le test.

Ce test permet de s'assurer du bon fonctionnement de la valve d'évacuation des gaz appelée aussi valve de surpression ou valve APL.

⚠ La valve APL doit impérativement être ouverte à la fin des vérifications de la machine.

Réalisez le test de pressurisation et de dépressurisation pour le circuit non-réinhaletoire de Bain.

Rédaction
Agathe Le Luyet

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

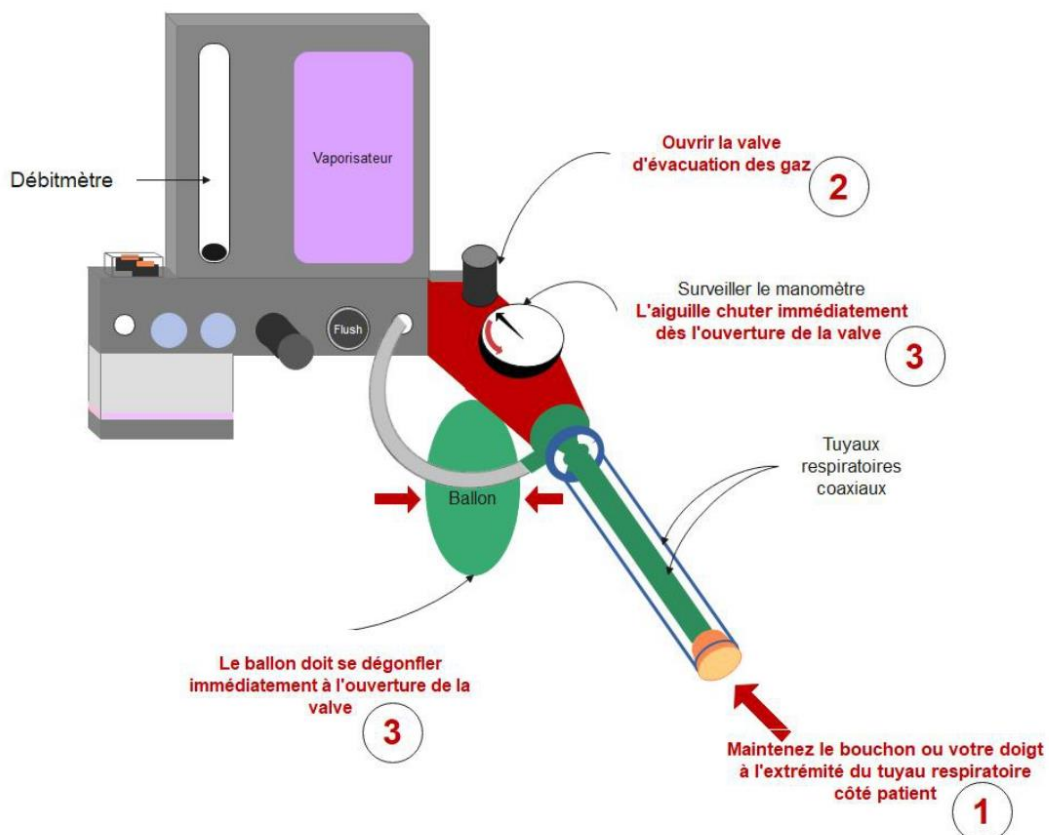


Figure 6 : Représentation schématique de la machine anesthésique : test de dépressurisation du circuit non-réinhalatoire de Bain

Pour une meilleure visualisation des étapes et des observations relatives aux tests de pressurisation et dépressurisation du circuit réinhalatoire et du circuit de Bain, une vidéo pédagogique est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Autre test spécifique du système coaxial du circuit de Bain : Vérification de l'intégrité des tuyaux respiratoires

Certains circuits sont composés de tuyaux coaxiaux dont l'intégrité est plus difficile à vérifier. Devant vous, c'est le **circuit de Bain** qui est muni de **tuyaux coaxiaux**.

Il est important dans cette configuration de s'assurer de l'intégrité des tuyaux notamment pour le tuyau central qu'il est plus difficile d'inspecter visuellement.

L'intégrité du tube interne du système coaxial par 2 tests :

a. **Test d'occlusion** : à réaliser toujours avec **précaution** car il génère une contre-pression importante dans le système.

⚠ Ce premier test ne doit pas être réalisé sur la machine de Vetsims

- 1- Vérifier que la valve d'évacuation des gaz est fermée
- 2- Ouvrir le débitmètre en imposant un débit de gaz frais de 4L/min
- 3- Avec un doigt (si assez fin ou avec le piston d'une seringue de 2mL) boucher **très brièvement** le tube interne uniquement du système coaxial. Vous devez alors observer une descente de la cannette du débitmètre, due à la contre-pression exercée. Le Ballon doit rester dégonflé.

Si la bille ne chute pas et/ou si le ballon se gonfle c'est qu'il existe une brèche dans le tube interne du système coaxial.

- 4- **Ouvrir la valve d'évacuation des gaz**

⚠ La valve APL doit impérativement être ouverte à la fin des vérifications de la machine.

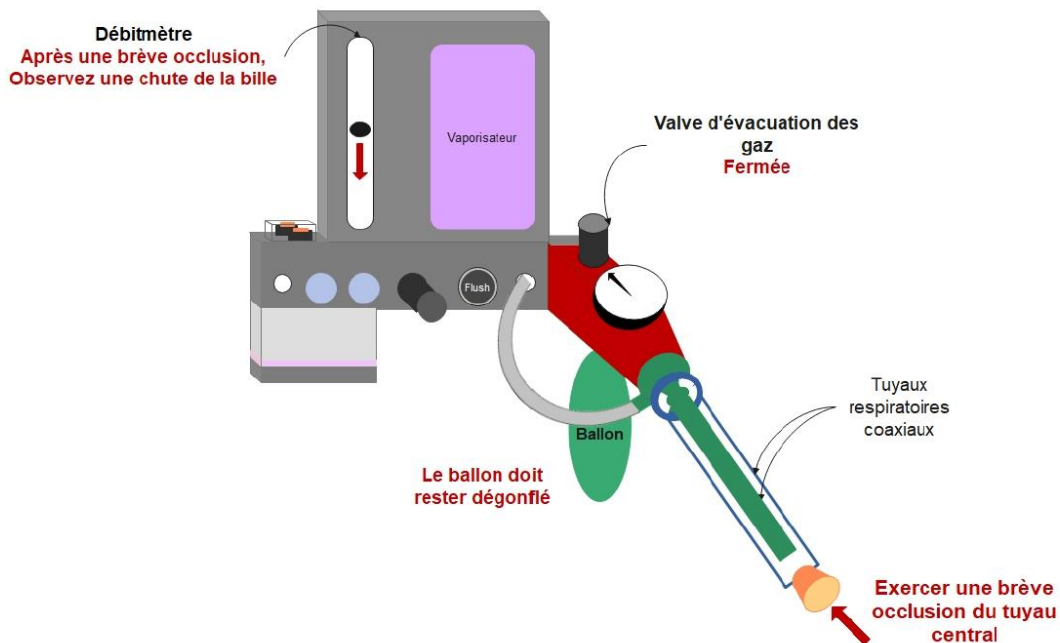


Figure 7 : Représentation schématique de la machine anesthésique : Test d'occlusion

b. **Test de Pethick** : Vous pouvez réaliser ce test.

- 1- Après vous être assuré(e) que le **tuyau respiratoire est correctement débouché**,
- 2- **Fermez la valve d'évacuation des gaz**.
- 3- **Injectez du gaz frais dans le circuit en utilisant le bouton « flush » en appuyant longuement.**

Si le tube interne du circuit coaxial est intact,
on observe le ballon qui se collabe

Cela s'explique par l'effet Venturi (illustré plus loin) qui aspire le gaz contenu dans le tube externe et donc dans le ballon.

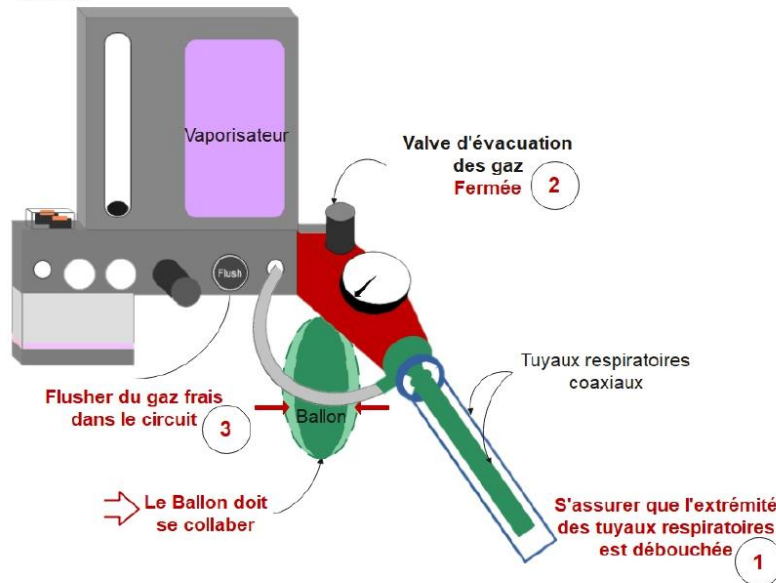


Figure 8 : Représentation schématique de la machine anesthésique : Test de Pethick

4- En cas d'anomalie lors du test de Pethick :

- Si vous observez le ballon se gonfler pendant ce test, vous pouvez suspecter une fuite au niveau du tube interne (provoquant le remplissage du tuyau externe et du ballon en gaz frais).
- Si vous n'observez aucune modification (absence de dégonflement du ballon), vous pouvez suspecter une fuite au niveau du tube externe, de l'enclenchement du ballon ou une mauvaise fermeture de la valve d'évacuation des gaz.

5- **Ouvrez la valve d'évacuation des gaz**

⚠ La valve APL doit impérativement être ouverte à la fin des vérifications de la machine.

Pour une meilleure visualisation des étapes et observations concernant le test de Pethick une vidéo didactique est disponible sur le canal vidéo Vetsims sur Stream.

Lien vers la vidéo :



Référez-vous à l'annexe pour une meilleure visualisation du principe physique (effet Venturi) justifiant le test de Pethick.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Conclusion

A l'issue de cet atelier, vous avez réalisé tous les tests relatifs à la machine d'anesthésie, votre matériel est prêt à l'emploi pour votre anesthésie gazeuse.

Un parcours pédagogique en e-learning est disponible sur la page Vetsims de la plateforme Eve pour vous permettre de contextualiser votre apprentissage et de faire la synthèse de vos acquis sur les vérifications de la machine d'anesthésie.

Lien vers le
questionnaire de
synthèse des
apprentissages



Consignes à respecter après réalisation

Pour terminer cet atelier :

- Assurez-vous que les valves d'évacuation des gaz des circuits réinhalatoire et de Bain soient ouverte.
- Assurez-vous que le débitmètre est fermé (en position 0)
- Glissez une petite erreur de connexion d'un des tuyaux pour tester votre camarade suivant.

N'hésitez pas à revenir sur cet atelier. Ces tests doivent être réalisés quotidiennement. Il est donc important de gagner en rapidité sur cet atelier pour optimiser le temps passé sur la vérification de la machine.

Ateliers suivants

Pour poursuivre le parcours Vetsims simulant la préparation d'une anesthésie référez-vous au poster et à la check-list, disponibles en salle Vetsims. L'atelier suivant est la simulation de pose de cathéter intraveineux sur la veine céphalique.

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe : Justification mécanique par l'effet venturi du test de Pethick :

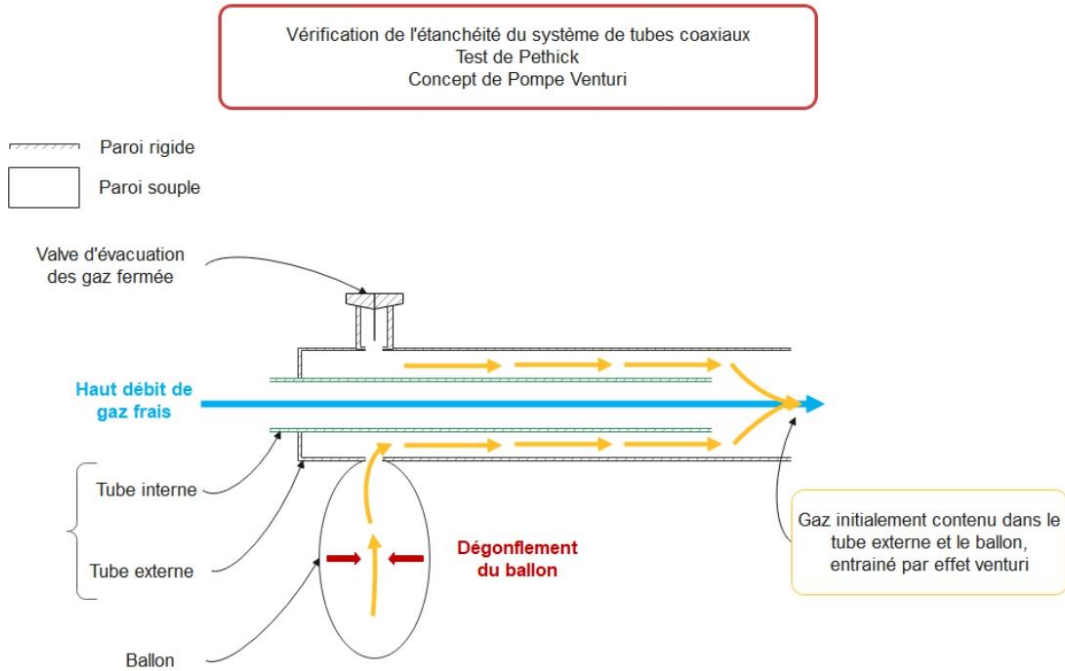


Figure 9 : Représentation schématique de l'effet Venturi utilisé pour le test de Pethick

Rédaction
Agathe Le Luyer

Révision
Rocio Fernandez
Matthias Kohlhauer

Approbation
11/01/22

Annexe 12 : Fiche technique de l'atelier de simulation de pose de cathéter pré-existant à ce travail



At-098 Poser un cathéter veineux sur la veine céphalique du chien
(Étape 6 : sur modèle inerte poilu)
Marine Vermot Des Roches

Prérequis : Réaliser l'étape 1 : Poser un cathéter veineux sur un tube transparent

Justification du poste de travail

Réaliser la pose d'un cathéter veineux est un geste de base en médecine vétérinaire. Cette technique doit être maîtrisée avant de réaliser ce geste sur un animal vivant. Elle est indispensable pour disposer d'une voie veineuse efficace et rapide pour appliquer des traitements, pour tout acte d'anesthésie. Par ailleurs, lors d'hospitalisation la pose d'un cathéter est essentielle pour la mise en place d'une fluidothérapie.

Objectif d'apprentissage

Etre capable de poser un cathéter veineux à l'aide du matériel habituel utilisé.

Méthodologie

Préparatifs

- cathéters souples adaptés à la taille des animaux de 20/22G pour les petits chiens, et 16/20 G pour les plus gros chiens
- un bouchon ou prolongateur
- une seringue de 10 ml remplie de *soluté isotonique*
- 3 bandes adhésives (entre 10 et 12 cm)
Les 3 bandes adhésives doivent être prédécoupées et facilement accessibles avant de commencer la pose du cathéter
- du Softban (coton)
- 1 bande de contention de type Vétrap



Le port de gants stériles n'est pas nécessaire.

Néanmoins un nettoyage des mains et la réalisation d'une antiseptie avec du gel hydro-alcoolique est nécessaire. Le port de gant à usage unique est fortement conseillé.



- 1 : Capuchon
- 2 : Cathéter
- 3 : Mandin (aiguille)
- 4 : bouchon

1

Rédaction
Marine vermot Des Roches

2

3

4

Révision
Henry Château / Pierre Moissonnier

Approbation
22/11/16

Réalisation pratique

Etape 1 :

La tonte d'une large zone doit être réalisée autour de la veine. Il faut également tondre les poils sur la face caudale de l'avant-bras, notamment s'ils sont longs, à l'endroit où seront disposés les bandes adhésives de contention

Il faut ensuite réaliser l'**antisepsie** de la zone avec une solution de Chlorhexidine diluée à 4% pendant une minute puis rincer avec de l'alcool en réalisant des mouvements centrifuges.

→ Simulez ici une désinfection à l'aide de la pissette d'eau en réalisant les mêmes mouvements

Etape 2 :

Enlever le bouchon du mandrin et le conserver à proximité sur une compresse propre

Etape 3 :

Réaliser une compression de la veine

- Avec une aide

L'aide se place à côté de l'animal, du côté opposé au membre prélevé. Il tient la tête d'une main pour l'éloigner du préleveur, et l'antérieur avec l'autre main au niveau du coude, en passant son bras au-dessus de l'animal

La main bloque le coude pour limiter un éventuel mouvement de retrait de l'animal lors de la ponction de la peau. Un contact ferme entre la main et la table empêche l'animal de reculer son membre.

Il place alors sa main sur le bras de l'animal, le pouce fait la compression sur la face dorsale du membre avec une rotation externe pour faire pivoter la veine et ainsi la placer plus dorsalement.

Le préleveur saisit les métacarpes, il étend le membre et il peut éventuellement plier le carpe pour augmenter l'immobilisation de la veine. Le pouce, de la main tenant le membre, peut être placé à côté de la veine pour la stabiliser

- Avec un garrot

Si le préleveur se retrouve seul il peut alors poser un garrot de manière à faire gonfler la veine. Une fois le garrot en place vous pouvez insérer le cathéter

→ Le garrot sera enlevé lorsque le cathéter sera dans la veine



Rédaction
Marine vermot Des Roches

Révision
Henry Château / Pierre Moissonnier

Approbation
22/11/16

Etape 4 :

Pour l'insertion du cathéter dans la veine, le biseau du mandrin doit être positionné vers le haut.
Généralement, la peau et la veine sont ponctionnées en **un seul geste** avec un angle d'environ **30/40°**.



Etape 5 :

Quand la veine est ponctionnée, le sang monte dans le mandrin du cathéter.

Il faut alors positionner l'ensemble du cathéter et le mandrin (aiguille) de manière parallèle à la veine et les faire avancer sur une courte distance pour s'assurer que le cathéter est bien dans la veine.



Etape 6 :

→ A cette étape **le mandrin doit rester parfaitement immobile, seul le cathéter avance.**

- Avec deux mains

Avec la main qui tient le membre, le préleveur saisit le mandrin avec son pouce et son index tout en tenant toujours le membre. Avec sa main libre il fait avancer doucement le cathéter, sur l'aiguille, dans la veine.



Rédaction
Marine vermot Des Roches

Révision
Henry Château / Pierre Moissonnier

Approbation
22/11/16

- Avec une seule main

Le préleveur tient le mandrin et l'immobilise avec le pouce et me majeur. Il fait avancer le cathéter avec l'index.



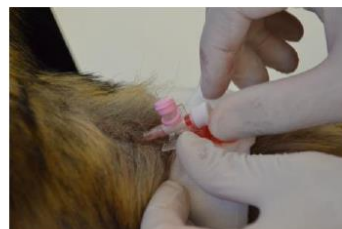
Etape 7 :

Placer une compresse distalement au lieu de ponction.

Au retrait du mandrin par le préleveur, l'aide relâche la compression proximale au coude et fait alors la compression sur la veine à l'extrémité du cathéter.

Le préleveur met un bouchon sur le cathéter ou un prolongateur.

→ Si du sang à couler il faut essuyer la peau avec une compresse avant de poser la bande adhésive.



Etape 8 :

Le cathéter doit être ensuite fixé par trois bandes adhésives.

Lorsque le cathéter possède des ailettes :

- la première bande est posée en dessous du cathéter sur les ailettes (bandes découpées au milieu)
- La deuxième est posée au-dessus du cathéter sur les ailettes (bandes découpées au milieu)
- La troisième est placée sur le dessus du cathéter



Etape 1

Rédaction
Marine vermot Des Roches



Etape 2

Révision
Henry Château / Pierre Moissonnier



Etape 3

Approbation
22/11/16

Etape 9 :

Il est ensuite important de rincer le cathéter avec du liquide physiologique pour s'assurer de son bon positionnement dans la veine.

(Sur l'animal vivant, si le cathéter n'est pas utilisé, il faut le flusher avec une solution héparinée toute les 4 à 6 heures. Idéalement, le cathéter est changé de site tous les trois jours).

Etape 10 :

Pour protéger le tout, un bandage avec Softban et Vétrap doit être placé au-dessus du cathéter sans serrer :

- rouler en premier lieu le Softban autour du cathéter
- puis le recouvrir de Vétrap.

Consignes à respecter après réalisation

Enlever le cathéter du modèle.

Si celui-ci n'est pas abimé le rincer pour le réutiliser pour le prochain atelier ou le déposer dans le contenant prévu à cet effet pour une prochaine réutilisation.

Pour en savoir plus...

Lien vers EVE pour vidéo : Thèse multimédia sur les gestes fondamentaux en médecine vétérinaire canine

Annexe 13 : Fiche technique de l'atelier de vérification de l'intégrité des sondes



At-155 Vérifier l'intégrité et l'étanchéité d'une sonde d'intubation trachéale

Olga Topie

Cette fiche pédagogique a été conçue par :



Justification du poste de travail

En anesthésie, l'utilisation de sondes endotrachéales permet l'administration d'oxygène et d'anesthésique volatil à l'animal.

Il est donc important de savoir vérifier le bon état et le bon fonctionnement de la sonde trachéale avant d'intuber l'animal, ainsi que l'étanchéité du ballonnet.

Objectif d'apprentissage

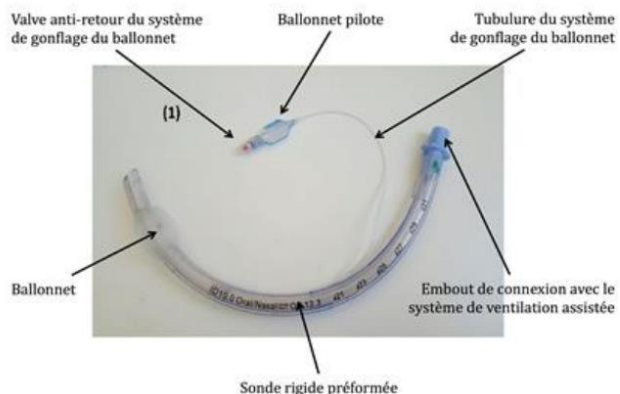
Être capable de s'assurer qu'une sonde d'intubation trachéale est utilisable pour l'anesthésie d'un animal.

Méthodologie

Préparatifs

Pour cet exercice, il vous faut :

- d'une sonde trachéale avec ballonnet (1)
- d'une seringue de 5 ml, dite "seringue sèche" (2), qui contient un tampon de pansement type Vetrap®. Celui-ci sert à identifier la seringue pour éviter de réutiliser une seringue ayant déjà contenu un liquide.



Rédaction
Olga Topie / Anne Gogny

Révision
Henry Château

Approbation
31/03/16

Réalisation pratique



1. Remplir d'air la seringue sèche.



2. Connecter la seringue à l'embout de la valve anti-retour du ballonnet pilote.



3. Pousser la seringue à fond dans le connecteur pour enfoncer la valve anti-retour (rouge ou marron).



4. Injecter lentement de l'air en appuyant sur le piston de la seringue, tout en continuant d'appuyer pour maintenir la valve anti-retour enfoncée. Cesser d'injecter quand le ballonnet de la sonde est gonflé. **Ne pas injecter plus de 12 ml d'air** afin de ne pas faire éclater le ballonnet.



5. Pour vérifier l'absence de fuite dans le système de gonflage du ballonnet, déconnecter la seringue de l'embout du ballonnet-pilote. Si le système est intègre, le ballonnet reste bien gonflé. Attendre suffisamment car, si la fuite est minime, le ballonnet peut se dégonfler très lentement.



6. Avant d'utiliser la sonde pour l'intubation de l'animal, dégonfler le ballonnet : reconnecter la seringue à la valve de gonflage en l'enfonçant suffisamment pour appuyer sur la valve anti-retour, et aspirer doucement l'air jusqu'à ce que le ballonnet soit

Les anomalies fréquemment rencontrées



Le ballonnet se dégonfle : il y a une fuite au niveau du ballonnet, de la tubulure reliant le ballonnet au ballonnet-pilote, du ballonnet-pilote ou de la valve du ballonnet-pilote.



Le ballonnet présente une hernie : la sonde est usagée, elle doit être changée.

Consignes à respecter après réalisation

Ranger le matériel et remettre le poste de travail en ordre.

Rédaction
Olga Topie / Anne Gogny

Révision
Henry Château

Approbation
31/03/16

Annexe 14 : Fiche technique de l'atelier de simulation de l'intubation endotrachéale préexistant à ce travail



At-102 Réaliser une intubation endotrachéale chez le chien Mannequin noir Pierre Moissonnier - Laca Zilberstein

Justification du poste de travail

L'intubation orotrachéale permet de contrôler le passage des gaz dans les voies respiratoires. Elle est réalisée dans la cadre de la plupart des anesthésies volatiles (pour administrer l'agent anesthésique) et dans celui de la réanimation (afin de ventiler artificiellement l'animal et lui administrer un plus grand pourcentage d'oxygène).

La bonne connaissance de l'anatomie est essentielle.

Ce second modèle est totalement réaliste, et vous permettra après vous être familiarisé avec le matériel et la topographie simplifiée de la région sur le modèle 1, de parfaire votre technique et visualisant l'anatomie réelle de la pièce plastinée et en réalisant l'intubation d'un modèle anatomique (modèle 2). Des images de la réalité sont fournies à titre de comparaison.

Objectifs d'apprentissage

- Etre capable de réaliser une intubation orotrachéale chez le chien sur un modèle anatomique (mannequin noir)
- Etre capable d'évaluer le bon positionnement de la sonde et sa fonction (gonflage du ballon « témoin »)

Méthodologie

Préparatifs

La sonde trachéale est introduite dans la trachée par le larynx dont l'ouverture rostrale est la glotte. Cette dernière est masquée par le voile du palais (palais mou) et par le torus lingual. La procédure d'intubation permet de visualiser correctement ces éléments afin de placer correctement la sonde. La proximité de l'oesophage rend possible une intubation oesophagienne qui interdit toute ventilation et engendre un risque majeur de décès. La maîtrise de l'intubation et de son contrôle de l'intubation est donc un geste essentiel. Pour comprendre le lien entre le mannequin et la réalité anatomique, on se référera au larynx plastiné fourni dans cet atelier.

ATTENTION : L'intubation endotrachéale se réalise sur un animal préalablement anesthésié (induction de l'anesthésie réalisée)

Préparatifs

Vous avez besoin pour réaliser cette procédure du matériel suivant :

- 1 lien
- 1 sonde trachéale
- 1 compresse
- 1 laryngoscope muni d'une source de lumière
- 1 pulvérisateur de lidocaïne
- 1 seringue de 10 ml

Réalisation pratique :

Etape 1 : Contention de la tête par passage du lien en arrière des crocs supérieurs et éclairage (1) .



Rédaction
Pierre Moissonnier / Luca Zilberstein

Révision
Pierre Moissonnier

Approbation
11/09/17

Etape 2 : manipulation de la langue et anesthésie locale de l'oro-pharynx

La langue est saisie à l'aide d'une compresse et tirée rostralement délicatement afin de sortir partiellement la langue de la bouche (2), en estompant le torus lingual qui masque la glotte ventralement (3).

Placer le laryngoscope au dessus du torus pour l'abaisser en saisissant alors la langue entre l'index et le majeur (3).

ATTENTION :

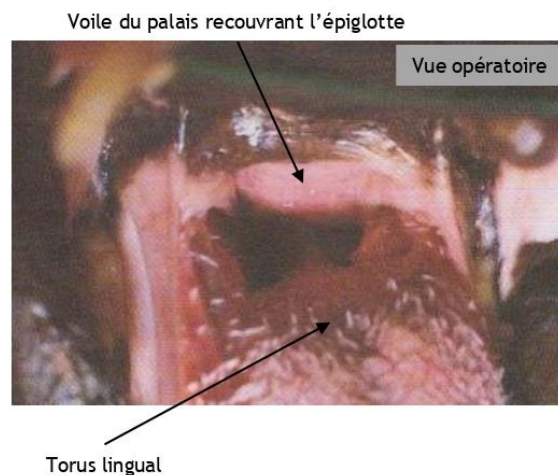
- Chez l'animal vivant, cette traction doit être réalisée avec précaution afin d'éviter des blessures par les dents (morsures) accidentelles ; pour cela la langue doit être extériorisée en dehors de la bouche à l'aide de la lame du laryngoscope, puis sécurisée entre les doigts avec une compresse.



Afin d'éviter un spasme réflexe des aryénoïdes lors du contact avec la sonde trachéale, une anesthésie locale est obtenue par nébulisation de lidocaïne à l'aide d'un vaporisateur sur tout l'oro-pharynx.

Etape 3 :

Visualisation de l'oro-pharynx et de l'ouverture du larynx (glotte - cartilages aryénoïdes - épiglote)
Une fois le larynx exposé à l'aide du laryngoscope par légère pression sur la base de la langue (et non sur l'épiglotte !) et réclinaison dorsale du voile du palais, il est possible de visualiser la glotte bordée par l'épiglotte et les cartilages aryénoïdes.



Etape 4 : Introduction de la sonde trachéale

Une fois le larynx exposé, la sonde trachéale (ballonnet dégonflé) est préparée en la recouvrant d'un gel anesthésique et lubrifiant. Elle peut être avancée délicatement à l'intérieur du larynx entre les deux cartilages aryténoïdes, sans forcer, jusqu'à atteindre la trachée.



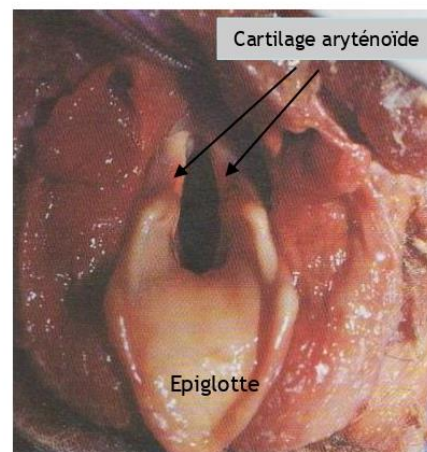
Modèle

Pour cela il faut à la fois pousser le voile du palais dorsalement et visualiser l'orifice glottique entre la base de l'épiglotte et les cartilages aryténoïdes sans forcer.

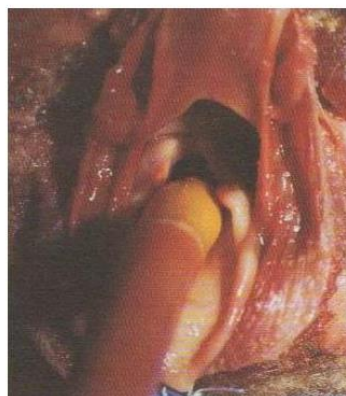
Cf: les schémas suivant se rapportant à la tête platinée présente sur l'atelier



Vue opératoire



Vue anatomique



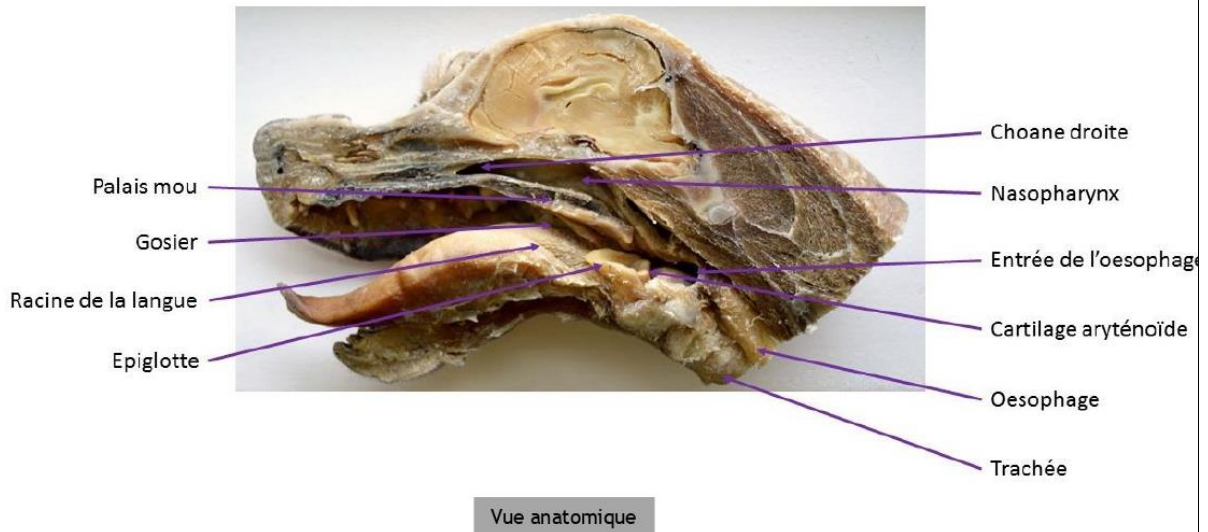
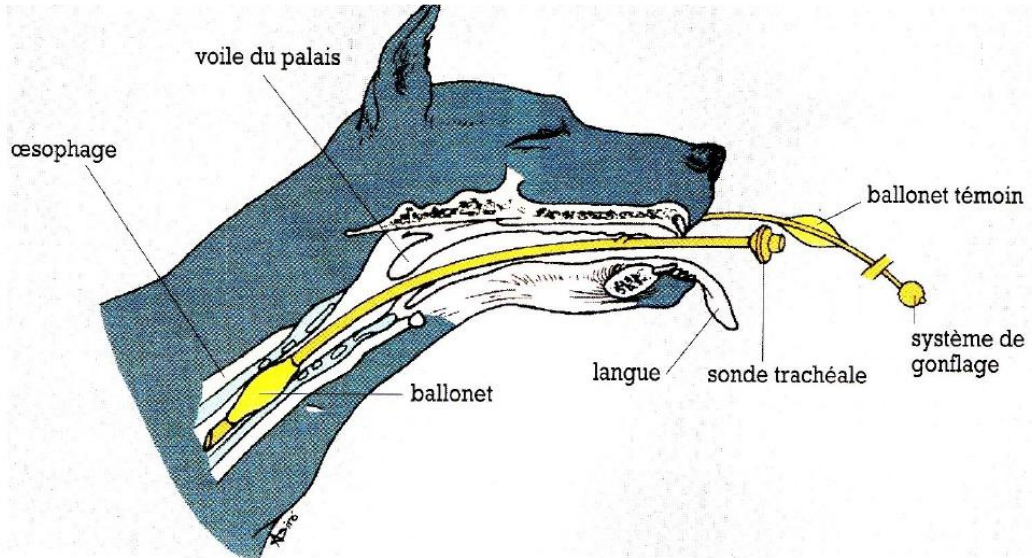
Vue anatomique

Rédaction
Pierre Moissonnier / Luca Zilberstein

Révision
Pierre Moissonnier

Approbation
11/09/17

Etape 4 : Introduction de la sonde trachéale (suite)



Vue anatomique

Etape 5 : vérification du bon positionnement de la sonde et de l'étanchéité du système par gonflage du ballonnet d'étanchéité

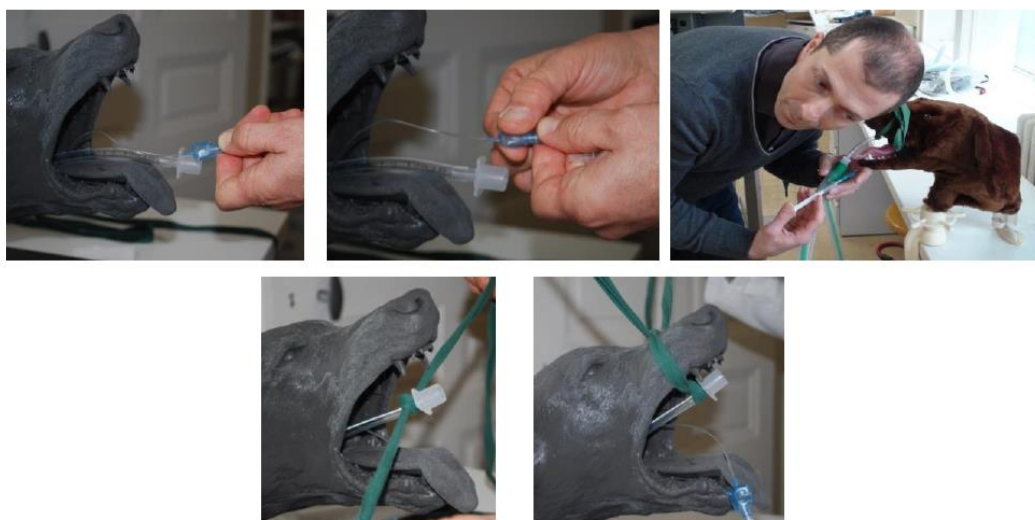
Attention, un positionnement trop dorsale de la sonde la fait pénétrer dans l'œsophage conduisant à l'introduction d'air et de gaz anesthésique vers l'estomac, ce qui est à la fois inefficace et dangereux. Il faut vérifier le bon positionnement de la sonde.

Le ballonnet d'étanchéité est gonflé à l'aide de la seringue par de l'air jusqu'à l'obtention d'une parfaite étanchéité de la sonde et de son ballonnet à l'intérieur de la trachée. Le ballonnet témoin permet d'apprécier la pression au contact de la trachée une fois le ballonnet trachéal gonflé.

Une manoeuvre de ventilation manuelle (ballonnement), est alors effectuée jusqu'à la disparition de toute fuite audible.

- En clinique, l'adaptateur de la sonde est reliée à un circuit comportant un ballon d'expiration. Après fermeture de la valve, le ballon étant rempli, on comprime le ballon pour en évacuer le contenu et on écoute si il existe une éventuelle fuite.
- Avec le modèle, souffler dans la sonde et vérifier l'absence de fuite et que le ballon situé en arrière du modèle se gonfle.

La sonde est alors fixée sur le maxillaire de l'animal après avoir fait un premier nœud sur le raccord.

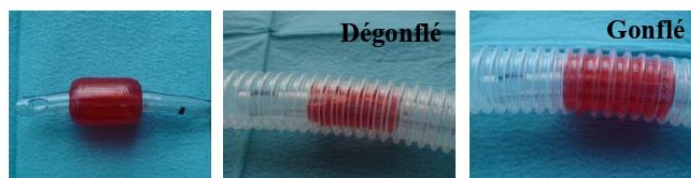


→ Explication de l'étape 5

Le ballonnet cylindrique d'étanchéité (coloré en rouge sur les photos suivantes) sert à remplir l'espace entre la trachée et la sonde trachéale afin de rendre ce système étanche et empêcher toute fuite de gaz frais ou le passage de liquides ou régurgitations

à l'intérieur de l'arbre respiratoire ;

Pour cela le ballonnet doit rentrer en contact avec la paroi trachéale sans pour autant créer une surpression inutile (lésion trachéale).



Consignes à respecter après réalisation

Dégonfler le ballonnet, Retirer la sonde et Ranger le matériel dans le présentoir

CONCEPTION D'UN PARCOURS PÉDAGOGIQUE DE SIMULATION ET DE *E-LEARNING* POUR L'APPRENTISSAGE DES ÉTAPES DE PRÉPARATION D'UNE ANESTHÉSIE GAZEUSE CHEZ LES CARNIVORES DOMESTIQUES

AUTEUR : Agathe LE LUYER

RÉSUMÉ :

Dans l'objectif de compléter et d'enrichir l'enseignement de l'anesthésie à l'École nationale vétérinaire d'Alfort, un parcours pédagogique a été créé pour l'apprentissage des étapes nécessaires à la préparation d'une anesthésie gazeuse. Ce parcours a été conçu en mettant l'accent sur les vérifications de la machine d'anesthésie. En effet, pour pratiquer une anesthésie gazeuse efficace et sécuritaire, il est indispensable de comprendre le fonctionnement de cet appareil, qui est à la fois une pièce maîtresse de l'anesthésie volatile et une source majeure d'incidents.

Ce travail a abouti à un parcours composé de 10 ateliers de simulation, installés dans la salle Vetsims de l'EnvA. Les 7 premiers ateliers permettent aux étudiants de se familiariser avec la machine d'anesthésie et ses vérifications. Le parcours se poursuit par la simulation de la pose de cathéter intraveineux, de la vérification de l'intégrité des sondes endotrachéales et de l'intubation endotrachéale. Ensuite, les étudiants sont amenés à faire la synthèse des connaissances théoriques acquises, au sein d'un parcours de *e-learning* interactif. Enfin, les étudiants sont encouragés à s'interroger sur la suite de la prise en charge anesthésique du cas clinique ayant servi de contexte à ce parcours, à travers un cas clinique en ligne (résultat d'une thèse soutenue en 2020 par G. Lapertot). Les étudiants sont guidés dans ce parcours par un poster exposant chaque étape, permettant également la sensibilisation des étudiants au concept de la check-list comme aide cognitive.

Ce programme pédagogique utilise ainsi de nombreux supports d'apprentissage : simulations procédurales, cours écrits, exercices d'auto-évaluations et vidéos didactiques. La position centrale de la simulation comme support de ce parcours a été choisie pour s'accorder avec les recommandations du Conseil Général de l'Alimentation, de l'Agriculture et des Espaces Ruraux, promouvant le développement de la simulation dans l'enseignement vétérinaire. Ce parcours n'est aucunement destiné à remplacer la pratique en conditions réelles. Néanmoins, il a été pensé pour favoriser l'acquisition de compétences théoriques et kinesthésiques, attendues chez les vétérinaires diplômés, tout en respectant l'exigence « Jamais la première fois sur le patient » établie comme doctrine en médecine humaine et vétérinaire réunies au sein du nouveau concept de « *One Health* » (« Une seule santé »).

MOTS CLÉS : PÉDAGOGIE, SIMULATION, E-LEARNING, APPRENTISSAGE, ENSEIGNEMENT VÉTÉRINAIRE, ANESTHÉSIE GAZEUSE, METHODE ET TECHNIQUE

JURY :

Président : Pr Renaud TISSIER

Directeur de thèse : Dr Matthias KOHLHAUER

Examineur : Pr Henry CHATEAU

Invités : Dr Rocio FERNANDEZ-PARRA et M. Louis BALLET

CREATION OF A PEDAGOGICAL COURSE BASED ON SIMULATION AND E-LEARNING FOR THE LEARNING OF PREPARATION STEPS OF GASEOUS ANESTHESIA FOR

AUTHOR: Agathe LE LUYER

SUMMARY:

In order to supplement and develop the teaching of anesthesia at the Alfort Veterinary School (EnvA), a pedagogical program has been designed for the learning of the steps required to prepare a gaseous anesthesia. This course has been conceived with a special emphasis on the anesthetic machine checklist. Indeed, to carry out an effective and safe anesthesia, it is essential to know how it works, being both a central piece of anesthetics and yet a major source of incident.

This work led to the production of a course composed of 10 simulation workshops, set up in the « Vetsims » room of EnvA. The first 7 workshops allow students to discover the machine and its checklist. The course continues with simulation exercises to learn intravenous catheterisation, check of endotracheal tubes integrity and endotracheal intubation. Then, students are asked to sum up the theoretical knowledge acquired during the simulation program, through an interactive e-learning course. Finally, students are encouraged to reflect on the following steps of the anesthetic process through an online self-assessment exercise (from a thesis put together in 2020 by G. Lapertot). Students are guided in their pedagogical program by a poster summarizing each step and allowing an introduction of the importance of the checklist as a cognitive aid.

This pedagogical program offers many learning materials : procedural simulations, written classes, self-assessment exercises and instructional videos. The reason to use simulation as a major pedagogical tool for this program is to be consistent with the General Council for Food, Agriculture and Rural Areas' recommendation of supporting the development of simulation in the french veterinary education. This pedagogical program is in no way intended to replace practice in real conditions. However, it was thought to enhance the acquisition of both theoretical and kinesthetic skills, at a level expected for graduate veterinarians while being compliant with the « *Never the first time on the patient* » requirement, promoted by both human and veterinary medicines as part of the « *One Health* » approach.

KEYWORDS: PEDAGOGY, SIMULATION, E-LEARNING, LEARNING, VETERINARY TEACHING, GASEOUS ANESTHESIA, METHOD AND TECHNIQUE

JURY:

Chairperson: Pr Renaud TISSIER

Thesis Director: Dr Matthias KOHLHAUER

Reviewer: Pr Henry CHATEAU

Guests: Dr Rocio FERNANDEZ-PARRA and M. Louis BALLETT