

ANNEE 2021 THESE : 2021 – TOU 3 – 4101

EVALUATION EXPERIMENTALE DES EFFETS SEDATIFS CHEZ LA POULE D'UNE ADMINISTRATION INTRANASALE DE DIAZEPAM, SEUL OU ASSOCIE A DU BUTORPHANOL

THESE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

BERTHE Fabien

Né le 14/08/1995 à LESQUIN (59)

Directrice de thèse : Mme Géraldine JOURDAN

JURY

PRESIDENT :

M. Christian VIRENQUE

Professeur à l'Université Paul Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

Mme Géraldine JOURDAN

M. Guillaume LE LOC'H

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITEE :

Mme Caroline DIDIER

Ingénieure de Recherche, Praticienne hospitalière à l'Ecole Nationale
Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **RABOISSON Didier**, *Médecine de population et économie de la santé animale*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
Mme **PRIYENKO Nathalie**, *Alimentation*
M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées*
Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
Mme **DEBREUQUE Maud**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
M. **RAMON PORTUGAL Félipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*

Remerciements au jury

A Monsieur le Professeur Christian VIRENQUE

Professeur des Universités

Praticien hospitalier

Anesthésie et Réanimation

Pour m'avoir fait l'honneur d'accepter la présidence du jury de cette thèse,

Mes hommages respectueux.

A Madame la Docteure Géraldine JOURDAN

Maître de conférences de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anesthésie-analgésie

Pour avoir accepté la direction de cette thèse et pour son encadrement,

Sincère reconnaissance.

A Monsieur le Docteur Guillaume LE LOC'H

Maître de conférences de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Médecine zoologique et santé de la faune sauvage

Pour sa participation dans la recherche du sujet et son expertise apportée,

Sincères remerciements.

A Madame la Docteure Caroline DIDIER

Ingénieure de recherche

Praticien Hospitalier

Anesthésie-analgésie

Pour son aide précieuse apportée dans ce travail,

Sincères remerciements.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussignée, Géraldine JOURDAN, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directrice de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **BERTHE Fabien** intitulée « **Evaluation expérimentale des effets sédatifs chez la poule d'une administration intranasale de diazépam, seul ou associé à du butorphanol** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 16/11/2021
Enseignant-chercheur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Docteure Géraldine JOURDAN

Vu :
Le Directeur de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Monsieur Pierre SANS

Vu :
Le Président du jury
Professeur Christian VIRENQUE

Vu et autorisation de l'impression :
Le Président de l'Université Paul
Sabatier
Monsieur Jean-Marc BROTO
Par délégation, le Doyen de la faculté de
Médecine de Toulouse-Rangueil
Monsieur Elie SERRANO

M. BERTHE Fabien
a été admis(e) sur concours en : 2016
a obtenu son diplôme d'études fondamentales vétérinaires le: 06/07/2020
a validé son année d'approfondissement le: 15/07/2021
n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.



Table des matières :

Introduction	10
PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE :	11
I. La contention chimique chez les oiseaux.....	11
1. Indications.....	11
a. Des animaux sensibles au stress	11
b. Risques liés à l'anatomie.....	11
c. Evaluation de la sédation	12
2. Voies d'administration.....	13
a. Voies injectables	13
i. Indications.....	13
ii. Intramusculaire et sous-cutanée	13
iii. Autres	14
b. Voie respiratoire	14
i. Indications	14
ii. Effets non recherchés	15
iii. Inconvénients.....	16
3. Molécules sédatives utilisées chez les oiseaux	16
a. Généralités	16
b. Benzodiazépines	17
i. Mécanisme d'action	17
ii. Molécules.....	17
c. Alpha2-agonistes	17
i. Mécanisme d'action	17
ii. Molécules.....	17
d. Opioides.....	18
i. Mécanisme d'action.....	18
ii. Molécules.....	18
II. La voie intranasale chez les oiseaux	19
1. Rappels anatomiques	19
a. Voies aériennes supérieures	19
b. Voies aériennes inférieures.....	19
c. Poumons et sacs aériens	20
2. Pharmacocinétique	21
a. Absorption	21
b. Efficacité.....	21

3.	Indications.....	22
III.	La sédation par voie intranasale chez les oiseaux (revue bibliographique)	23
1.	Espèces et molécules étudiées	23
2.	Résultats observés	25
a.	Qualité de la sédation.....	25
i.	Effets observés	25
ii.	Délais et durées d'action.....	25
b.	Effets non recherchés	26
3.	Intérêts chez la poule.....	27
PARTIE EXPERIMENTALE :		29
I.	Introduction.....	29
II.	Matériels et méthodes	29
1.	Population.....	29
a.	Animaux	29
b.	Conditions d'hébergement	30
c.	Examen clinique d'entrée	30
2.	Description générale de la procédure	31
a.	Réalisation	31
b.	Protocoles	31
c.	Préparation des animaux	32
d.	Administration et évaluation de la sédation	32
3.	Administration intranasale.....	33
a.	Administration	33
b.	Faisabilité de mise en place du cathéter	33
c.	Effets non recherchés	34
4.	Evaluation de la sédation.....	34
a.	Grille multiparamétrique de sédation.....	34
b.	Temps d'évaluation de la sédation	36
c.	Analyse des résultats	37
III.	Résultats.....	37
1.	Administration intranasale.....	37
a.	Faisabilité de la mise en place du cathéter intranasal	37
b.	Innocuité de l'administration.....	38
2.	Qualité de la sédation	39
a.	Protocole [DZP].....	39

i.	Notes de sédation	39
ii.	Positionnement radio	39
b.	Protocole [DZP-BUT].....	39
i.	Notes de sédation	39
ii.	Positionnement radio	40
c.	Comparaison des protocoles.....	40
i.	Notes de sédation au cours du temps.....	40
ii.	Positionnement radio	40
IV.	Discussion.....	41
1.	Bilan global	41
2.	Faisabilité de la voie intranasale.....	41
a.	Mise en place du cathéter intranasal.....	41
b.	Effets non recherchés	42
3.	La sédation	42
a.	Choix des médicaments	42
b.	Efficacité.....	44
c.	Comparaison des protocoles.....	44
4.	Perspectives	45
a.	Autres molécules.....	45
b.	Autres indications	45
V.	Conclusion.....	46
	BIBLIOGRAPHIE	47
	ANNEXES	51

Table des figures :

Figure 1 : Vue ventrale du système respiratoire des oiseaux	20
Figure 2 : Poule avec le cathéter mis en place dans une narine	33
Figure 3 : Posture (Note de 0/2 à gauche, 2/2 à droite, selon les critères établis)....	35
Figure 4 : Retournement (Note de 2/2, selon les critères établis)	35
Figure 5 : Positionnement radio (Note de 2/2, selon les critères établis)	36
Figure 6 : Notes de difficulté de cathétérisation par poule en fonction du jour	38
Figure 7 : Notes de sédation obtenue avec les protocoles [DZP] et [DZP-BUT].....	40

Table des tableaux :

Tableau 1 : Synthèse bibliographique de la sédation par voie intranasale	24
Tableau 2 : Evaluation de la note d'état corporel chez la poule rousse	30
Tableau 3 : Tableau de randomisation des traitements administrés aux poules	32

Table des annexes :

Annexe 1 : Synthèse des délais et des durées d'action.....	51
Annexe 2 : Poids des poules en fonction du jour	51
Annexe 3 : Résumé des volumes à administrer en fonction du poids	52
Annexe 4 : Feuilles de sédation de la poule n°1	52
Annexe 5 : Feuilles de sédation de la poule n°2	53
Annexe 6 : Feuilles de sédation de la poule n°3.....	54
Annexe 7 : Feuilles de sédation de la poule n°4	55
Annexe 8 : Feuilles de sédation de la poule n°5	56
Annexe 9 : Feuilles de sédation de la poule n°6	57
Annexe 10 : Feuilles de sédation de la poule n°7	58
Annexe 11 : Feuilles de sédation de la poule n°8	59

Introduction

La poule domestique (*Gallus gallus domesticus*) est historiquement considérée comme une espèce de production que ce soit pour sa chair ou pour ses œufs. Cependant, elle est aujourd'hui de plus en plus présente dans les basses-cours de particuliers et est, dans ce cas, considérée comme un animal de compagnie. Ainsi, de plus en plus de gallinacés sont médicalisés et l'engagement financier des propriétaires dans la prophylaxie et les soins augmente en conséquence. Ceci permet la mise en place de traitements dans le cadre d'une médecine individuelle, différente de la médecine de population exercée dans les élevages où la faible valeur marchande de l'individu limite la réalisation d'examen complémentaires et la mise en place de traitements individuels.

Le marché de la basse-cour est en constante augmentation, preuve de l'attrait croissant des Français pour ces Nouveaux Animaux de Compagnie (NAC) (Leforestier 2021). Ainsi, de nombreux vétérinaires de zones périurbaines reçoivent de plus en plus de poules parmi leur clientèle habituellement constituée de chiens et de chats. Mais la consultation de ces espèces nécessite des connaissances et des techniques spécifiques. En effet, outre la physiologie et l'anatomie très différentes entre les carnivores domestiques et les oiseaux, ces derniers requièrent une approche particulière. Ainsi, pour limiter les risques de blessures ainsi que le stress pour l'animal et le manipulateur, une contention chimique est souvent nécessaire. L'administration d'isoflurane ou de sévoflurane par voie respiratoire est alors la méthode de choix. Cependant, elle présente plusieurs inconvénients, notamment des effets non recherchés notables sur les fonctions cardiorespiratoires.

Le but de cette étude expérimentale est d'envisager la voie intranasale comme une alternative à la voie respiratoire afin d'obtenir une contention chimique chez la poule. Deux protocoles seront étudiés : diazépam seul ou associé à du butorphanol. Cela permettra de déterminer si cette voie d'administration est pertinente en termes d'efficacité, de rapidité d'action et de facilité de mise en place.

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE :

I. La contention chimique chez les oiseaux

1. Indications

a. Des animaux sensibles au stress

Les poules sont connues pour leur caractère placide. Cependant, même si elles sont souvent habituées à vivre à proximité des humains, elles sont rarement manipulées et un contact physique peut représenter une source importante de stress.

Lors d'une consultation, la contention nécessaire à la réalisation de l'examen clinique est donc un moment anxiogène auquel s'ajoute un environnement inconnu pour l'animal. Or, le stress est un facteur capital à prendre en compte lors de l'accueil d'oiseaux en consultation car il peut entraîner une libération importante de catécholamines pouvant être à l'origine d'arythmies cardiaques (Hartsfield, McGrath 1986; Longley 2008). Ce stress peut également modifier les valeurs des paramètres sanguins et biochimiques voire entraîner une mort subite de l'animal. Les poules sont certes moins sensibles que les oiseaux de plus petite taille, comme le canari, mais le risque est non négligeable notamment avec un animal en mauvais état général ou présentant des difficultés respiratoires.

Une contention chimique est donc régulièrement indiquée pour tranquilliser l'animal afin de réaliser toutes les procédures dans le calme et la sécurité.

b. Risques liés à l'anatomie

Les oiseaux présentent un système respiratoire très différent de celui des Mammifères qu'il est important de prendre en compte lors des contentions physique et chimique.

Anatomiquement, la principale différence est l'absence de diaphragme. Les poumons sont inextensibles et fixés au niveau de la cage thoracique. La mise en circulation de l'air est faite par l'action des muscles intercostaux et pectoraux. La contraction des muscles de l'inspiration entraîne une élévation du sternum qui permet une dilatation des sacs aériens et l'entrée de l'air. L'expiration se fait également par une contraction musculaire produisant une compression des sacs aériens et donc la sortie de l'air (Lierz, Korbel 2012; Longley 2008). L'inspiration et l'expiration sont donc actives chez les oiseaux.

Lors de la manipulation, il est donc important de réaliser une contention physique ferme mais souple qui ne restreint pas les mouvements du bréchet afin de ne pas empêcher l'animal de respirer. Cependant, un animal stressé aura tendance à se débattre et nécessitera un maintien puissant des ailes et du corps afin de limiter les risques de blessures pour l'animal et le manipulateur. La contention chimique est donc souvent recommandée pour permettre une immobilisation sereine de l'animal.

L'autre particularité anatomique du système respiratoire des oiseaux est la pneumatisation de certains os, tels que l'humérus ou le fémur. La partie médullaire de ces os est constituée de prolongements des sacs aériens, ce qui permet d'alléger le squelette. Cette adaptation au vol entraîne une fragilité qui peut être également augmentée en cas de mobilisation du calcium pour la ponte. Le risque de fracture en cas d'agitation de l'animal et de mouvements violents des ailes est donc important.

c. Evaluation de la sédation

Comme pendant une anesthésie, les fonctions cardiorespiratoires peuvent, selon les molécules utilisées, être affectées lors d'une contention chimique, ce qui entraîne bradypnée et bradycardie. Une surveillance des fréquences cardiaque et respiratoire représente donc un suivi simple et efficace. Physiologiquement, la fréquence respiratoire d'une poule est de 12 à 37 mouvements par minute et la fréquence cardiaque est de 220 à 360 battements par minute (Poland, Raftery 2019). La respiration est notamment à surveiller lors de l'administration de gaz anesthésiques car ils peuvent être à l'origine d'apnées.

D'autres paramètres peuvent également être pris en compte lors de l'évaluation de l'intensité de la contention chimique. Le réflexe palpébral, le réflexe cornéen, le tonus du bec ou des membres ainsi que la réponse à la menace sont les plus utilisés. Cependant, dans le cadre d'une contention chimique, ils restent positifs et ne peuvent donc pas être utilisés comme indicateurs de la profondeur de cette dernière. Le paramètre présentant la différence la plus significative entre l'animal vigile et l'animal sédaté est le réflexe de retournement qui consiste à placer l'oiseau sur le dos et à apprécier le temps nécessaire à un retour dans une position normale. Ce réflexe est également réduit voire absent chez les animaux abattus (Sandercock et al. 2014).

2. Voies d'administration

a. Voies injectables

i. Indications

L'utilisation de molécules sédatives injectables présente peu d'intérêts chez l'oiseau. Les risques sont nombreux et surpassent les bénéfices : risques cardiorespiratoires importants, retour à un état de conscience normal long et violent, injection difficile et risquée.

Cette voie peut cependant être intéressante en cas d'indisponibilité d'une voie respiratoire, pour des raisons économiques ou lors d'hospitalisation avec une voie veineuse accessible grâce à la présence d'un cathéter (Harrison, Lightfoot 2011).

ii. Intramusculaire et sous-cutanée

La voie intramusculaire est la méthode d'administration injectable la plus utilisée chez les oiseaux. Elle se réalise dans les muscles pectoraux qui sont très développés chez ces espèces (surtout chez les oiseaux présentant un vol important) et qui sont facilement accessibles. Les muscles de la cuisse sont à éviter en raison du système porte-rénal. Semblable à celui présent chez les reptiles, il redistribue une partie du flux sanguin de la partie caudale de l'animal directement vers les reins causant une élimination des molécules plus rapide et un risque de toxicité rénale plus élevé. S'il n'existe pas de preuve de son influence, le principe de précaution recommande, dans la mesure du possible, de limiter les injections dans la moitié caudale de l'oiseau (Longley 2008).

L'injection intramusculaire est à réaliser avec précaution. Une douleur ou une nécrose musculaire peut gêner l'animal, notamment lors du vol, et être particulièrement délétère chez des animaux en réhabilitation. De plus, la poule domestique étant un oiseau qui vole peu, ses muscles pectoraux sont relativement peu développés. L'injection peut donc être compliquée, d'autant plus si l'animal est maigre ou obèse.

La voie sous-cutanée est peu utilisée pour l'administration de médicaments chez l'oiseau. La peau est fine et peu extensible et il y a peu de tissu conjonctif sous-cutané, les volumes administrables sont donc réduits (5 à 10 mL/kg par point d'injection). Dans la pratique, elle est notamment réservée à la réhydratation dans l'axe du pli inguinal (Longley 2008).

iii. Autres

Les sites accessibles pour une voie intraveineuse chez l'oiseau sont : la veine basilare, la veine ulnaire et la veine métatarsienne médiale (système porte-rénal à prendre en considération pour cette dernière). Les veines des oiseaux sont fragiles et facilement endommageables. Des hématomes se forment rapidement lors de ponction ratée, limitant le nombre d'essais possibles (Longley 2008). La veine jugulaire droite est également accessible grâce à la présence de l'aptérium cervical mais est réservée aux prélèvements sanguins. La pose de cathéter intraveineux est donc difficile notamment sur un oiseau vigile. Cette voie présente donc peu d'intérêt pour la sédation.

La voie intraosseuse est très utilisée chez les petits oiseaux pour la réalisation de fluidothérapie dans le cadre de réanimation d'un animal en état de choc. Elle présente la même pharmacocinétique que la voie veineuse. Cependant, une fois la technique maîtrisée, elle est plus simple et rapide à mettre en place sur des petits animaux ou des animaux présentant un capital veineux compromis. Elle est réalisée sur l'extrémité distale de l'ulna ou l'extrémité proximale du tibiotarse. Cependant, elle est invasive et nécessite une maîtrise de la technique. Elle présente donc également peu d'intérêt pour une sédation.

b. Voie respiratoire

i. Indications

L'administration d'agents halogénés par voie respiratoire est la méthode de choix pour la contention chimique chez les oiseaux. Elle entraîne une narcose avec une induction et un réveil rapides notamment avec les agents présentant une faible solubilité sanguine tels que l'isoflurane ou le sévoflurane. Elle permet en outre un contrôle de la profondeur de narcose et la réalisation conjointe d'une oxygénothérapie (Poland, Raftery 2019).

Chez les oiseaux, plusieurs méthodes d'administration sont possibles :

- Le masque facial : le bec de l'animal est placé dans un masque en forme d'entonnoir, relié à une machine d'anesthésie volatile d'où provient le mélange halogéné/oxygène, via un circuit non réinhalatoire. Généralement, les oiseaux supportent mal la mise en place du masque et nécessitent une forte contention

physique, ajoutant aux risques anesthésiques les risques liés au stress et aux blessures.

- La « boîte » : l'animal est placé dans une boîte quasi-hermétiquement close qui est reliée à la machine d'anesthésie volatile. La concentration en gaz anesthésique y augmente progressivement. Cette technique est moins stressante car elle ne nécessite pas de contention physique. Cependant, l'animal peut se blesser dans la boîte lors de la phase d'excitation induite par l'agent anesthésique volatile. De plus, en l'absence d'aération dans la caisse et à cause de la température corporelle élevée des oiseaux, il existe des risques d'hyperthermie par augmentation de la température dans la boîte. Le risque est d'autant plus élevé chez les oiseaux car ces espèces supportent généralement mal les hautes températures (Longley 2008).
- L'intubation : comme chez les carnivores domestiques, cette technique ne peut pas être réalisée sur un animal vigile et ne présente donc pas d'intérêt dans le cadre d'une contention chimique.

ii. Effets non recherchés

L'isoflurane a une odeur âcre et peut être irritant pour les muqueuses des voies aériennes supérieures. En plus du stress induit par la méthode d'administration, l'inhalation de ces gaz est donc mal tolérée par les animaux. Ces derniers ont alors un réflexe de fuite pouvant être à l'origine de blessures physiques plus ou moins importantes (Longley 2008).

Les effets non recherchés sur les fonctions cardiovasculaire et respiratoire sont similaires à ceux observés chez les Mammifères : bradypnée voire apnée et bradycardie (Poland, Raftery 2019). Par leur action dépressive sur la fonction cardiovasculaire, les agents halogénés peuvent également causer une hypotension par baisse de la contractilité myocardique, du volume systolique et de la résistance vasculaire systémique (Balko, Chinnadurai 2017).

Chez les oiseaux, la température corporelle de l'animal est particulièrement importante à surveiller. En effet, les sacs aériens représentent une grande surface de contact entre l'animal et le gaz où se font d'importants transferts de chaleur. Ainsi, il est conseillé d'utiliser *a minima* une source de chaleur extérieure (tapis chauffant) ou de chauffer le gaz avant inhalation (Lierz, Korbel 2012; Botman, Vandeweerd 2014).

iii. Inconvénients

Quelle que soit la méthode choisie, l'administration d'agents halogénés par voie respiratoire nécessite l'utilisation d'une machine d'anesthésie volatile à laquelle l'animal reste constamment relié. Les déplacements de l'animal nécessaires à la réalisation d'examens complémentaires (imagerie) et/ou d'actes médicaux requièrent donc un déplacement de la machine ou une transition rapide entre deux machines, au risque de voir l'animal se réveiller entre-temps.

De nombreuses fuites ont lieu lors des différentes méthodes d'administration (masques peu adaptés à la morphologie des crânes d'oiseaux, ouverture des « boîtes ») et peuvent entraîner une pollution environnementale et l'inhalation passive de produit par le vétérinaire ou le manipulateur. Ce dernier peut donc également être sujet à une irritation de la gorge ou, en cas de forte dose, à des céphalées. De plus, il existe une suspicion de risque de dommages génétiques par l'inhalation de gaz anesthésiques (Hoerauf et al. 1999). Il est donc important, dans le cadre d'une utilisation régulière de ces molécules, de limiter au maximum les fuites.

3. Molécules sédatives utilisées chez les oiseaux

a. Généralités

Chez les oiseaux, 3 familles de molécules sont principalement utilisées pour la sédation : les benzodiazépines, les $\alpha 2$ -agonistes et les opioïdes. Parmi ces molécules, aucune n'a une Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) pour les oiseaux en France. Leur utilisation se fait donc selon le principe de la « cascade » qui autorise le recours à des médicaments hors AMM en l'absence de spécialité autorisée.

Les effets et les schémas posologiques (dose, voie, intervalle d'administration) sont donc peu étudiés et correspondent souvent à des extrapolations faites à partir d'études portant sur d'autres espèces.

b. Benzodiazépines

i. Mécanisme d'action

Les benzodiazépines renforcent l'activité des neurotransmetteurs inhibiteurs du système nerveux central en se fixant sur les sites benzodiazépines des récepteurs de l'acide gamma-aminobutyrique (GABA). Une ouverture des canaux aux ions chlore est alors induite, entraînant une hyperpolarisation des membranes créant une inhibition pré et post synaptique responsable de l'effet sédatif. Elles vont également ralentir les systèmes limbique, thalamique et hypothalamique du système nerveux central ainsi que réduire l'activité réflexe post-synaptique ce qui induit les effets myorelaxant et anticonvulsivant (Muir, Hubbell 2014).

ii. Molécules

Le diazépam, le midazolam et le zolazepam sont les benzodiazépines les plus utilisées en médecine aviaire. Ces molécules produisent une bonne sédation notamment par leur action myorelaxante. Cependant, elles n'ont aucune valence analgésique. Peu d'effets cardiovasculaires indésirables sont rapportés suite à leur administration (Longley 2008; Lierz, Korbel 2012).

Les effets de ces molécules peuvent être annulés par l'administration d'antagonistes aux récepteurs benzodiazépines tel que le flumazénil.

c. Alpha2-agonistes

i. Mécanisme d'action

Les $\alpha 2$ -agonistes stimulent les récepteurs $\alpha 2$ -adrénergiques des systèmes nerveux central et périphérique et réduisent la libération de noradrénaline entraînant une dépression du système nerveux central et une baisse de la transmission nociceptive (Muir, Hubbell 2014).

ii. Molécules

Chez les oiseaux, les principaux $\alpha 2$ -agonistes utilisés sont la xylazine et la médétomidine. Ils permettent une sédation modérée avec une faible valence analgésique. Une surveillance des fonctions cardiorespiratoires est importante lors de l'administration de ces molécules car elles sont associées à des dépressions respiratoires, de l'hypoxémie, de l'hypercapnie, de l'excitation ou des convulsions.

Dans les cas les plus graves, des arythmies cardiaques peuvent également être observées (Longley 2008; Lierz, Korbel 2012).

L'antagoniste des molécules de cette famille est l'atipamézole.

d. Opioïdes

i. Mécanisme d'action

Les opioïdes agissent par fixation sur des récepteurs de l'encéphale et de la moelle spinale.

Les effets des molécules sont variables selon les effets produits lors de la fixation sur ces récepteurs : entièrement antagonistes (naloxone), agonistes-antagonistes (butorphanol), partiellement agonistes (buprénorphine) et entièrement agonistes (morphine). Les agonistes vont activer ces récepteurs contrairement aux antagonistes qui vont donc agir par compétition. Les agonistes-antagonistes vont présenter l'un ou l'autre de ces effets selon la nature du récepteur (Muir, Hubbell 2014). Ils permettent une analgésie variable (de modérée à intense) mais présentent une sédation limitée.

Chez les oiseaux, la distribution de ces récepteurs est très variable selon les espèces. Les effets produits par ces molécules ainsi que les doses nécessaires sont donc espèce-dépendants (Longley 2008).

ii. Molécules

Le butorphanol est le principal opioïde utilisé chez l'oiseau. Il présente une activité agoniste-antagoniste. Son activité agoniste des récepteurs opiacés kappa induit une analgésie modérée et une sédation légère alors que son action antagoniste limite les effets non recherchés. Malgré cela, des dépressions respiratoires, des bradycardies ou des baisses de la motilité digestive peuvent être observées.

Il agit en synergie avec d'autres molécules, dont les benzodiazépines, ce qui permet de réduire les doses à administrer mais qui nécessite une surveillance accrue en cas d'association.

II. La voie intranasale chez les oiseaux

1. Rappels anatomiques

a. Voies aériennes supérieures

Les voies aériennes supérieures des oiseaux débutent au niveau des narines situées sur le bec. Chez la poule, il existe un opercule kératinisé interne, qui permet de fermer les narines et d'éviter l'entrée de nourriture lors de la prise alimentaire. La cavité nasale est divisée en deux par un fin septum partiellement osseux et aboutit sur les volutes des cornets nasaux. Les plus rostraux sont recouverts d'un épithélium squameux stratifié et sont très vascularisés. Caudalement, on trouve un revêtement mucociliaire puis l'épithélium olfactif.

Cette cavité nasale est reliée à un large réseau de sinus infra-orbitaires. Ces sinus communiquent ensuite avec le sac aérien cervicocéphalique (Doneley 2016; Poland, Raftery 2019).

b. Voies aériennes inférieures

Le système respiratoire inférieur des oiseaux est remarquable par l'absence de larynx. Il est remplacé par une glotte (Figure 1) qui empêche le passage des aliments dans la trachée mais qui ne joue aucun rôle dans la vocalisation, cette fonction étant réalisée par le syrinx. Cette glotte est constituée de 4 structures cartilagineuses : le cricoïde, le procricoïde et les deux aryténoïdes. Lors de l'inspiration, cette glotte est relevée jusqu'à la choane et permet le passage de l'air dans la trachée.

La trachée des oiseaux est proportionnellement plus longue et plus large que celle des Mammifères, ce qui engendre un espace mort 4,5 fois plus important. Pour compenser, les oiseaux présentent un volume inspiratoire 4 fois plus élevé mais une fréquence 3 fois plus faible. Il est également important de noter que la trachée est composée d'anneaux cartilagineux complets. Afin de ne pas les léser lors de l'intubation, il est donc recommandé d'utiliser des sondes sans ballonnet ou de ne pas gonfler ce dernier.

La trachée se divise ensuite en deux bronches primaires qui, en longeant le poumon jusqu'au sac aérien abdominal, se divisent en bronches secondaires (mediodorsales,

medioventrales, latérodorsales et latéroventrales) puis tertiaires (parabronches) (Figure 1). Ces dernières constituent les poumons et sont le lieu des échanges gazeux avec le sang (Doneley 2016; Poland, Raftery 2019).

c. Poumons et sacs aériens

Les poumons des oiseaux sont très différents de ceux des Mammifères. Ils sont de taille réduite et peu extensibles et leur volume varie peu lors de la respiration. L'absence de diaphragme est compensée par la présence d'un fin septum séparant les poumons des viscères mais qui ne joue pas de rôle dans la respiration.

Les sacs aériens (Figure 1) sont des appendices des poumons représentant 80% du volume du système respiratoire. Ce sont de fines poches recouvertes d'épithélium squameux dont la fonction est la mise en circulation de l'air au sein de l'appareil respiratoire. Ils communiquent avec les parties médullaires des os pneumatisés dont le fémur et l'humérus via les diverticules. Cependant, aucun n'échange n'a lieu dans les sacs aériens.

La mise en décubitus dorsal d'un oiseau provoque la division par 2 du volume tidal due à la compression des sacs aérien par les viscères digestifs.

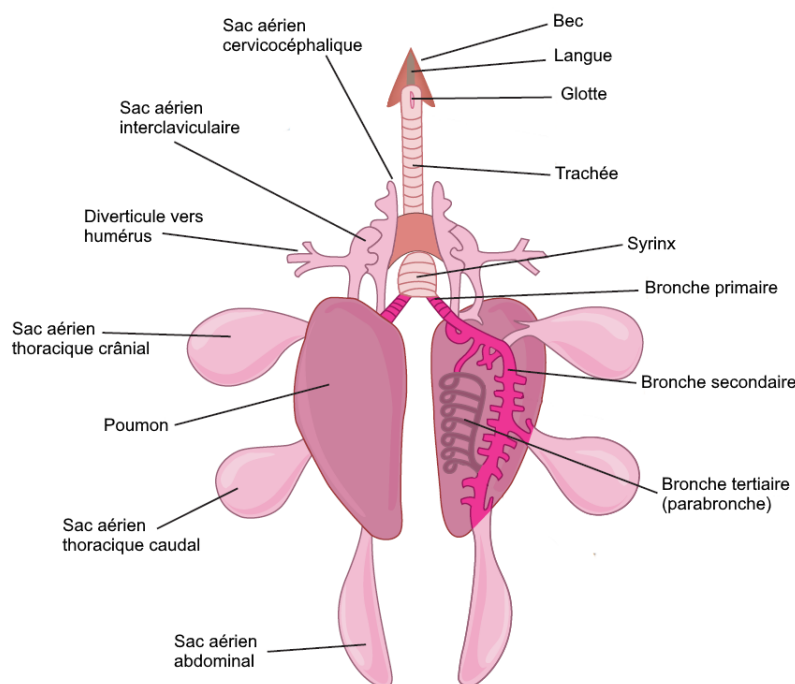


Figure 1 : Vue ventrale du système respiratoire des oiseaux (Adapté de Doneley 2016)

2. Pharmacocinétique

a. Absorption

Chez l'Homme, la voie intranasale profite de la grande surface d'absorption offerte par les microvillosités présentes sur l'épithélium des cornets nasaux. De plus, ces épithéliums sont hautement vascularisés et communiquent directement avec la circulation systémique, évitant ainsi une première métabolisation par le foie des molécules absorbées. La voie intranasale permet ainsi une absorption rapide et significative des molécules lipophiles de faible poids moléculaire (Illum 1996; Bouw et al. 2021).

Ces mécanismes n'ont cependant pas été évalués chez l'oiseau. Cependant, les cornets nasaux des oiseaux, de par leur rôle dans le contrôle du taux d'humidité et de la thermorégulation, sont également richement vascularisés. Leur épithélium de revêtement mucocilié est similaire aux structures tapissant la cavité nasale humaine. Une extrapolation des données établies sur l'Homme vers les oiseaux ne semble donc pas aberrante.

Par ailleurs, la cavité nasale des oiseaux communique avec la cavité buccale au niveau de la fente choanale, le passage d'une partie du volume administré dans la cavité buccale ne peut être exclu. Cependant, l'absorption par voie orale du midazolam est démontrée chez l'Homme. On peut donc supposer que les molécules dégluties seront également absorbées et feront en partie effet (Burstein et al. 1997).

b. Efficacité

L'efficacité de l'administration de molécules sédatives par voie intranasale est bien documentée, que ce soit en médecine humaine ou vétérinaire. Chez l'Homme, cette voie est notamment utilisée comme alternative à la voie injectable pour l'administration de benzodiazépines lors de tranquillisations de patients stressés ou pour le traitement de crises convulsives. Cette voie présente une bonne efficacité tout en offrant une meilleure acceptation par les patients, notamment ceux appréhendant les injections (Haschke et al. 2010; Burstein et al. 1997).

Par ailleurs, les études pharmacocinétiques réalisées chez l'Homme et chez le mouton ont montré que les pics de concentration plasmatiques sont atteints en 5 à 15 minutes, soit des résultats semblables à la voie intramusculaire (Wheless 2021; Lindhardt et al. 2002).

La voie intranasale présente également l'avantage d'être dénuée de premier passage hépatique. La biodisponibilité du midazolam par voie intranasale a été estimée chez l'Homme entre 40 et 50% soit semblable à celle des voies orales et rectales (Burstein et al. 1997; Bouw et al. 2021).

3. Indications

La principale indication de la voie intranasale chez l'oiseau est d'administration de vaccins. Cette utilisation est expliquée par le fait que ces derniers sont principalement utilisés en élevage et nécessitent donc une méthode d'administration facile et rapide, adaptée à une administration de masse (ANSES 2021).

La voie intranasale reste peu documentée pour d'autres utilisations. Dans *Exotic Animal Formulary*, livre de référence pour les molécules et posologies applicables aux NAC, seul le flumazénil est décrit pour une administration intranasale chez les oiseaux de basse-cour (Carpenter 2016).

III. La sédation par voie intranasale chez les oiseaux (revue bibliographique)

1. Espèces et molécules étudiées

Nous nous sommes appuyés sur 10 publications portant sur la sédation par voie intranasale chez des espèces aviaires. Les espèces et les protocoles étudiés sont synthétisés dans le Tableau 1.

Aucune étude ne porte spécifiquement sur la poule ou sur une espèce de gabarit semblable. Les auteurs se sont principalement intéressés aux petits oiseaux (canaris, diamants et passériformes) et aux psittaciformes (perruches, amazones et callopsittes). Les premiers sont très sensibles au stress et leur contention physique peut entraîner une mort subite. Les seconds sont également sensibles au stress mais nécessitent surtout une contention suffisante pour éviter toute blessure du manipulateur par le bec ou les griffes. Il est donc compréhensible que ces deux groupes d'oiseaux soient sujets d'études portant sur la sédation à visée de contention chimique.

On remarque également une omniprésence du midazolam dans ces études. Cette molécule présente de nombreux intérêts pour une sédation par voie intranasale : elle entraîne des effets sédatifs et myorelaxants et sa propriété hydrosoluble permet une bonne absorption par les muqueuses. Les posologies étudiées sont très variables mais une tendance de dose inversement proportionnelle au poids de l'animal semble toutefois se dégager.

Tableau 1 : Synthèse bibliographique de la sédation par voie intranasale chez les oiseaux en 2021 (espèces et protocoles médicamenteux)

Etude	Espèce (Effectif)	Molécule : posologie
(Vesal, Zare 2006)	Canari (5)	Diazépam : 13,6 mg/kg
	Canari (5)	Midazolam : 13,6 mg/kg
	Canari (5)	Xylazine : 26 à 52 mg/kg
	Canari (5)	Détomidine : 13 à 26 mg/kg
(Vesal, Eskandari 2006)	Perruche à collier (>3)	Midazolam : 7,3 mg/kg
	Perruche à collier (>3)	Xylazine : 20 mg/kg
	Perruche à collier (>3)	Détomidine : 12 mg/kg
	Perruche à collier (>3)	Midazolam : 3,65 mg/kg Kétamine : 50 mg/kg
	Perruche à collier (>3)	Xylazine : 10 mg/kg Kétamine : 50 mg/kg
(Mans et al. 2012)	Amazone d'Hispaniola (9)	Midazolam : 2 mg/kg
(Sadegh 2013)	Perruche ondulée (15)	Xylazine : 25 mg/kg
	Perruche ondulée (15)	Diazépam : 13,6 mg/kg
	Perruche ondulée (15)	Midazolam : 13,2 mg/kg
(Bigham, Zamani Moghaddam 2013)	Diamant mandarin (16)	Xylazine : 27 mg/kg
	Diamant mandarin (16)	Diazépam : 13 mg/kg
	Diamant mandarin (16)	Midazolam : 13 mg/kg
(Hornak et al. 2015)	Pigeon (6)	Midazolam : 5 mg/kg
	Pigeon (6)	Midazolam : 5 mg/kg Dexmédétomidine : 80 µg/kg
(Heatley et al. 2015)	Passériformes (104)	Midazolam : 5,6 mg/kg
(Araghi et al. 2016)*	Autruche (24)	Diazépam : 0,8 mg/kg
	Autruche (24)	Midazolam : 0,4 mg/kg
	Autruche (24)	Xylazine : 2 mg/kg
(Schaffer et al. 2017)	Amazone à front bleu (10) et amazone aourou (10)	Midazolam : 2 mg/kg
(Doss, Fink, Mans 2018)	Callopsitte élégante (9)	Midazolam : 3 mg/kg
	Callopsitte élégante (9)	Midazolam : 3 mg/kg Butorphanol : 3 mg/kg

* Les doses présentées ici correspondent aux protocoles utilisés pour induire une sédation modérée. Des doses inférieures ont été jugées comme cliniquement insuffisantes par les auteurs.

2. Résultats observés

a. Qualité de la sédation

i. Effets observés

Dans ces publications, la voie intranasale a permis l'apparition rapide d'effets sédatifs satisfaisants, quelles que soient les molécules ou les espèces étudiées. Les animaux ont ainsi présenté des vocalises moins importantes, une tranquillisation ou une meilleure tolérance à la manipulation.

Le maintien de l'animal en décubitus dorsal, notamment nécessaire pour les radiographies, a également été évalué dans plusieurs études. Les benzodiazépines (midazolam ou diazépam) ont montré des résultats satisfaisants (Vesal, Zare 2006; Vesal, Eskandari 2006; Mans et al. 2012; Sadegh 2013; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Hornak et al. 2015; Heatley et al. 2015; Araghi et al. 2016; Schaffer et al. 2017; Doss, Fink, Mans 2018). Tous les oiseaux sédatisés par ces molécules ont accepté une mise sur le dos. Au contraire, les α 2-agonistes utilisés seuls ne permettent pas une tolérance de cette position par l'animal malgré la sédation induite (Vesal, Zare 2006; Vesal, Eskandari 2006; Sadegh 2013; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Hornak et al. 2015; Araghi et al. 2016).

Des effets significativement plus importants ont été observés suite à l'administration d'une association midazolam-butorphanol comparé à du midazolam seul (Doss, Fink, Mans 2018).

ii. Délais et durées d'action

Pour toutes les molécules et toutes les espèces, les effets sédatifs sont apparus en moins de 10 minutes. Cependant, les durées d'action (temps entre l'administration et le retour à un état de conscience normal) sont très variables entre les études allant pour le midazolam de 17 à 175 minutes (Araghi et al. 2016; Vesal, Eskandari 2006). Ces écarts peuvent être expliqués par la différence dans les modèles d'études ou par les doses administrées mais également par les critères choisis par les observateurs pour juger de l'état de sédation ainsi que leur subjectivité.

Cependant dans les études où plusieurs protocoles ont été comparés, des tendances se dégagent. Les benzodiazépines ont un délai (temps entre l'administration et l'apparition des signes de sédation) et une durée d'action plus réduits que les α 2-

agonistes. Les valeurs des délais et des durées observés dans les différentes études sont résumées en Annexe 1.

Il est important de prendre en compte ces durées selon l'objectif de la sédation. Dans le cadre d'une hospitalisation où l'objectif de la sédation est de limiter le stress de l'animal, une longue durée d'action (plusieurs heures) est à privilégier car elle permet de limiter le nombre d'administrations donc de manipulations. Dans ce cas, les $\alpha 2$ -agonistes, et plus particulièrement la xylazine, sont à utiliser. Au contraire, pour une sédation réalisée en vue d'examens complémentaires, une courte durée (20 – 30 minutes) permet de tranquilliser l'animal uniquement le temps nécessaire à la réalisation des actes et d'avoir un retour rapide à une vigilance normale une fois ces procédures terminées. Dans ce cas, les benzodiazépines sont intéressantes, notamment le midazolam.

b. Effets non recherchés

La voie intranasale est présentée dans ces publications comme une voie d'administration particulièrement sûre. Peu d'effets non recherchés sont rapportés et dans l'ensemble, les animaux ont bien toléré l'administration.

Seul un animal est décédé dans ces études. Cependant, étant donné qu'il s'agit d'un passereau sauvage capturé dans le cadre de cette expérience, l'influence de la méthode d'administration sur ce décès peut être nuancée par le fait que ce sont des animaux qui supportent en général mal la capture et la contention (Heatley et al. 2015).

Parmi les effets non recherchés mineurs, des cas d'éternuements ou de régurgitations avec résolution spontanée ont été décrits (Schaffer et al. 2017; Heatley et al. 2015). Plusieurs sujets ayant reçu des $\alpha 2$ -agonistes ont également présenté des convulsions. Cependant, cet effet non recherché est probablement à attribuer à la molécule, indépendamment de la voie d'administration (Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Sadegh 2013; Vesal, Zare 2006).

3. Intérêts chez la poule

L'examen clinique d'une poule peut généralement être facilement réalisé sur un animal vigilant. Ce sont en effet des animaux moins sensibles au stress que les passereaux et moins dangereux que les psittacidés. Les objectifs d'une sédation sont donc différents pour ces espèces. Chez un gallinacé, elle va notamment être recherchée pour l'immobilisation nécessaire à la réalisation d'examen complémentaires tels que des clichés radiographiques. En effet, comme tous les autres oiseaux, les poules supportent mal la mise en décubitus dorsal et le maintien nécessaire dans cette position. La contention chimique est donc très souvent indispensable. La voie respiratoire est alors considérée comme la méthode de choix. De plus, l'isoflurane est la seule molécule de contention chimique à posséder une AMM pour oiseaux. Mais étant donné les inconvénients présentés plus haut, une seconde méthode d'administration peut être intéressante.

Dans les publications synthétisées plus haut, une acceptation de décubitus dorsal est souvent rapportée suite à une administration intranasale. Nous avons donc décidé de l'étudier en concentrant nos observations sur le placement des animaux en positionnement radiographique (décubitus dorsal avec les ailes et les pattes dépliées).

PARTIE EXPERIMENTALE :

I. Introduction

Cette étude expérimentale prospective évalue en aveugle les effets sédatifs d'une administration intranasale de diazépam seul ou associé à du butorphanol chez la poule. Un cross-over randomisé avec une période de « Wash-out » de 3 jours a été réalisé avec deux protocoles sédatifs : diazépam à 2 mg/kg seul ou associé à du butorphanol à 2 mg/kg. Chaque poule recevra donc les 2 traitements et sera son propre témoin.

Cette expérience présente deux objectifs. Premièrement, elle permet d'évaluer l'intérêt de la voie intranasale chez la poule dans le cadre d'une sédation. Deuxièmement, elle compare deux protocoles afin d'en déterminer le plus efficace. Nous faisons les hypothèses que la voie intranasale est une voie envisageable pour la sédation chez la poule et que cette sédation sera d'une intensité supérieure avec l'association diazépam-butorphanol comparée au diazépam utilisé seul.

II. Matériels et méthodes

1. Population

a. Animaux

8 poules rousses (*Gallus gallus domesticus*), pondeuses de réforme, provenant d'élevages intensifs ont été incluses dans cette étude. Ces poules sont issues d'une session de formation continue à la médecine de la poule de compagnie validée par le comité d'éthique de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (APAFIS_26817).

Les animaux étaient âgés de 18 mois à 2 ans et pesaient entre 1,7 et 2,4 kg (moyenne \pm SD, $2,15 \pm 0,22$ kg). Les poids sont détaillés en Annexe 2.

b. Conditions d'hébergement

Les animaux ont été réceptionnés 2 jours avant le premier jour d'expérimentation et ont été logés collectivement à la clinique NAC-Faune Sauvage de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse dans un box fermé de 5 mètres carrés. Une litière de paille est placée sur le sol ainsi qu'une souche d'arbre de 2 mètres de long et de 20 centimètres de diamètre moyen pouvant servir de perchoir. Une alimentation à base de granulés pour volailles ornementales (Gallus 3 onderhoudskorrel, Kasper FaunaFood, Pays-Bas) ainsi que des gamelles d'eau sont mises à disposition *ad libitum*. Une fenêtre de 1 mètre sur 50 centimètres placée à 2 mètres du sol permet l'entrée de lumière naturelle. Aucun éclairage ni chauffage artificiel n'est apporté.

c. Examen clinique d'entrée

A leur arrivée, les animaux subissent un examen clinique afin de s'assurer de leur bon état de santé. L'état général, la note d'état corporel, les auscultations cardiaque et respiratoire, la température cloacale et la déshydratation ont, entre autres, été évalués.

La note d'état corporel est estimée selon les critères présentés dans le Tableau 2.

Tableau 2 : Evaluation de la note d'état corporel chez la poule rousse (*Gallus gallus domesticus*) (NEC = Note d'état corporel) (D'après Poland, Raftery 2019)

NEC	Muscles pectoraux	Bréchet	Etat nutritionnel général
1	Fine couche musculaire avec profil concave	Proéminent	Cachectique
2	Fine couche musculaire avec profil droit		Maigre
3	Couche musculaire modérée	Palpable sous les muscles	Optimal
4	Couche musculaire bombée		Surpoids
5	Couche musculaire avec profil convexe	Sous une couche de gras	Obèse

2. Description générale de la procédure

a. Réalisation

L'étude a été réalisée les 3 et 6 novembre 2020 à la clinique NAC - Faune sauvage de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse par 4 expérimentateurs : 3 vétérinaires (GJ, CD et MSF) et un étudiant vétérinaire en 5ème année (FB). Les expérimentateurs sont les mêmes pour les deux jours d'expérimentation.

b. Protocoles

Le protocole [DZP] correspond à une administration de 0,2 mL/kg de sérum physiologique (Chlorure de sodium 0,9%, B. Braun, Allemagne) suivie de 2 mg/kg de diazépam (DIAZEPAM TVM® 5 mg/mL, tvn, France). Pour le protocole [DZP-BUT], le diazépam à 2 mg/kg est précédé de butorphanol (BUTADOR® 10 mg/mL, Boehringer Ingelheim, France) à 2 mg/kg.

Pour une poule donnée, les volumes à administrer sont donc identiques entre les deux protocoles.

Afin de respecter l'aveugle concernant la nature des médicaments composant le protocole de sédation, les doses à administrer sont préparées par une seule et même personne (GJ, le préparateur) ne participant pas au reste des manipulations et aux évaluations. Un tableau randomisé indiquant le protocole ([DZP] ou [DZP-BUT]) attribué à chaque animal a été réalisé en amont sur le logiciel Microsoft Office Excel® 2013 (Tableau 3). Il est inconnu des manipulateurs (CD, MSF et FB) qui n'ont donc pas connaissance des molécules administrées. Un second tableau résumant les volumes à prélever en fonction du protocole et du poids de l'animal a également été mis en place afin d'éviter toute erreur de calcul lors de la préparation par le préparateur (GJ) (Annexe 3). L'aveugle n'a été levé qu'à la fin de l'expérimentation, avant le traitement des données.

Tableau 3 : Tableau de randomisation des traitements administrés aux poules

Poule n°	Jour 1 (03/11/20)	Jour 2 (06/11/20)	Poule n°	Jour 1 (03/11/20)	Jour 2 (06/11/20)
1	[DZP]	[DZP-BUT]	5	[DZP-BUT]	[DZP]
2	[DZP-BUT]	[DZP]	6	[DZP]	[DZP-BUT]
3	[DZP-BUT]	[DZP]	7	[DZP-BUT]	[DZP]
4	[DZP]	[DZP-BUT]	8	[DZP]	[DZP-BUT]

c. Préparation des animaux

Pour chaque jour d'expérimentation, une fois capturé dans le box, l'animal est placé dans une caisse de transport au calme pendant 5 à 10 minutes afin de permettre un retour à la normale de ses constantes physiologiques. Un examen clinique, identique à celui réalisé lors de l'admission, est ensuite effectué afin de confirmer son bon état de santé.

Une note de sédation pré-administration est ensuite attribuée selon la grille de critères prédéfinie. Elle représentera une valeur témoin personnelle pour chaque animal (notée « t₋₅ »).

Le premier jour, chaque poule est identifiée avec une ou deux bague(s) de couleur placée(s) sur l'un des (ou les deux) tarsométatarses.

d. Administration et évaluation de la sédation

Une fois la note de sédation témoin établie, l'animal est contenu physiquement pour permettre la mise en place du cathéter dans une narine, dont le côté est choisi arbitrairement. Le traitement (diazépam seul ou diazépam-butorphanol) est ensuite immédiatement administré, selon le tirage au sort préalablement établi (Tableau 3).

La qualité de la sédation est par la suite évaluée à intervalle de temps défini (5, 10, 20 et 45 minutes post-administration respectivement notés « t₅ », « t₁₀ », « t₂₀ », « t₄₅ », t correspondant au moment de l'administration intranasale).

3. Administration intranasale

a. Administration

Pour la mise en place du cathéter, un manipulateur (FB) est chargé de la contention physique du corps de la poule (maintien des ailes et des pattes) pendant qu'un deuxième (CD) maintient la tête et introduit la canule du cathéter (Cathéter sans ailette - BD Insyte - 24G, Becton Dickison, France) sans mandrin dans une narine choisie arbitrairement (Figure 2). Une fois la narine cathétérisée, une troisième personne (MSF) connecte successivement les seringues préalablement préparées afin d'en administrer les contenus.

La poule est ensuite replacée 5 minutes dans sa caisse de transport, au calme.



Figure 2 : Poule avec le cathéter mis en place dans une narine

b. Faisabilité de mise en place du cathéter

Afin d'étudier la faisabilité de cette technique, une note de difficulté de cathétérisation a été attribuée à chaque animal. Ces notes sont données par un seul manipulateur (CD), qui a réalisé l'ensemble des cathétérisations. Elle dépend de la facilité et de la durée de la mise en place du cathéter intranasal.

Une note de difficulté de 0/2 est attribuée à un animal dont la pose du cathéter est réalisée en moins de 30 secondes (la cathétérisation sera considérée comme très satisfaisante). Si la cathétérisation est incomplète ou prend entre 30 secondes et une

minute, une note de 1/2 est donnée (elle sera considérée comme moyennement satisfaisante). Dans le cas où la cathétérisation nécessite entre 2 et 4 essais ou prend plus d'une minute, une note de 2 est attribuée (la cathétérisation sera considérée comme satisfaisante). Au-delà de 4 essais, la cathétérisation est considérée comme infructueuse et l'animal est exclu de l'étude.

c. Effets non recherchés

A chaque évaluation de la sédation, les manipulateurs ont surveillé l'apparition d'effets non recherchés tels que des difficultés respiratoires (respiration bec ouvert et/ou courbe respiratoire modifiée), des bruits respiratoires anormaux ou des écoulements nasaux.

En cas de gêne respiratoire visible à l'examen à distance, une auscultation est effectuée afin de la caractériser.

4. Evaluation de la sédation

a. Grille multiparamétrique de sédation

7 paramètres sont pris en compte dans l'évaluation de la sédation. Chacun est noté de 0 à 2 selon les critères suivants :

- La vigilance :

- * 0/2 : poule alerte et attentive de son environnement
- * 1/2 : réponse aux stimuli visuels et/ou sonores réduite mais encore présente
- * 2/2 : absence de réponse aux stimuli visuels et/ou sonores

- La posture (Figure 3) :

- * 0/2 : poule se tenant sur ses pattes et en capacité de se déplacer
- * 1/2 : poule présentant un dos voussé avec une mobilité réduite
- * 2/2 : poule couchée dont le bréchet touche la table



Figure 3 : Posture (Note de 0/2 à gauche, 2/2 à droite, selon les critères établis)

- Le port de tête :

- * 0/2 : port de tête normal : haut et mobile
- * 1/2 : tête basse
- * 2/2 : tête rentrée dans les épaules ou pendante

- Les yeux :

- * 0/2 : deux yeux ouverts
- * 1/2 : yeux mi-clos ou un œil fermé
- * 2/2 : deux yeux clos.

- Le retournement (ou mise en décubitus dorsal) (Figure 4) :

- * 0/2 : refus de mise en décubitus dorsal
- * 1/2 : décubitus dorsal possible avec contention physique légère
- * 2/2 : décubitus dorsal possible sans contention physique.



Figure 4 : Retournement (Note de 2/2, selon les critères établis)

- Le positionnement radio (décubitus dorsal, ailes et pattes dépliées) (Figure 5) :
 - * 0/2 : positionnement radio impossible
 - * 1/2 : positionnement possible avec contention physique légère
 - * 2/2 : positionnement possible avec un léger maintien des ailes et des pattes.



Figure 5 : Positionnement radio (Note de 2/2, selon les critères établis)

- L'écouvillon trachéal :
 - * 0/2 : maintien de la tête nécessaire et ouverture du bec difficile
 - * 1/2 : contention physique légère nécessaire pour l'ouverture du bec
 - * 2/2 : maintien de la tête et ouverture du bec ne nécessitant pas de contention physique.

Une note de sédation globale est ensuite calculée par la somme des notes obtenues pour chaque paramètre. Une note de 0 correspond donc à un animal non sédaté, 14 correspond à la note maximale.

b. Temps d'évaluation de la sédation

Après l'administration du protocole médicamenteux, l'animal est placé dans la cage de transport puis ensuite ressorti à 5, 10, 20 et 45 minutes. Une évaluation des différents critères de sédation est alors réalisée indépendamment par les 3 manipulateurs. Pour chaque paramètre, les deux valeurs extrêmes ne sont pas retenues. Ainsi, une seule note, correspondant à la médiane des 3 évaluations individuelles, a été incluse dans cette étude.

c. Analyse des résultats

Les résultats présentés sont exprimés en moyenne \pm SD.

Afin d'étudier l'intensité de la sédation au cours du temps, une comparaison intragroupe avec les valeurs à t₋₅ est réalisée pour chaque temps (t₅, t₁₀, t₂₀ et t₄₅). Les notes de sédation sont comparées par une fonction de distribution T de Student bilatérale calculée avec la fonction t.test du logiciel Microsoft Office Excel® 2013. Nous considérons un résultat comme significatif si la valeur de la valeur-p est inférieure à 0,05.

Pour chaque temps, une comparaison intergroupe des notes de sédation a également été réalisée de la même manière.

III. Résultats

1. Administration intranasale

a. Faisabilité de la mise en place du cathéter intranasal

Parmi les 16 cathétérisations, 5 (31%) ont été réalisées facilement et en moins de 30 secondes (note de difficulté de cathétérisation égale à 0), 3 (19%) ont été incomplètes ou ont duré plus de 30 secondes (note de 1) et 8 (50%) ont nécessité entre 2 et 4 essais ou ont duré plus d'une minutes (note de 2). Par conséquent, aucune cathétérisation n'a été considérée comme totalement infructueuse.

Pour 75% des poules, la cathétérisation a été notée comme équivalente à J1 et J2 : facile, pour les poules n°5 et n°8, moyenne pour la poule n°4 et difficile pour les poules n°3, 6 et 7. Les poules n°1 et 2 ont présenté des notes de cathétérisation supérieure à J1 vs J2 (respectivement 2 vs 0 et 2 vs 1).

Les notes de difficulté de cathétérisation sont détaillées dans la Figure 6.

Le premier jour, la moyenne des notes de cathétérisation est de $1,38 \pm 0,92$. Elle est de $1 \pm 0,93$ le second jour.

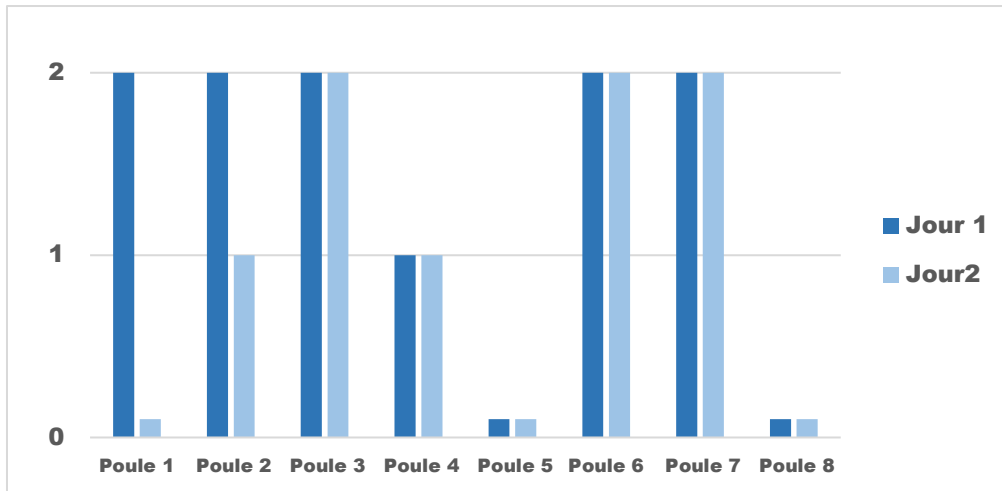


Figure 6 : Notes de difficulté de cathétérisation par poule en fonction du jour

b. Innocuité de l'administration

Des effets non recherchés ont été observés lors de 8 administrations (50%) :

- Des bruits respiratoires ont été audibles 2 fois (poules n°1 et n°3 à J2). Dans les deux cas, l'auscultation était de nouveau claire et ne révélait plus d'anomalie à partir de 10 minutes post-administration.
- Deux poules ont présenté des éternuements associés à un encombrement des voies aériennes supérieures (poule n°2 à J2 et poule n°6 à J1). Dans le premier cas, une résolution spontanée a eu lieu dès 10 minutes post-administration. Dans le second cas, les écoulements ont persisté jusqu'à la fin de l'expérimentation (45 minutes post-administration).
- De l'épistaxis a été observée 4 fois. 3 résolutions spontanées rapides ont eu lieu (poule n°6 à J2 et poule n°7 à J1 et J2). Dans le dernier cas, il était associé à des difficultés respiratoires (respiration bec ouvert) ainsi que des bruits trachéaux. Le tout a été auto-résolu en 20 minutes (poule n°8 à J1).

2. Qualité de la sédation

a. Protocole [DZP]

i. Notes de sédation

Dans le groupe [DZP], le score maximal de sédation est de $6,00 \pm 2,69$ et a été obtenu à t_5 . Parmi les 8 poules ayant reçu ce protocole, 6 ont atteint leur état sédatif maximal à t_5 , les 2 autres à t_{10} .

Pour tous les temps (t_5 , t_{10} , t_{20} et t_{45}), les valeurs moyennes des notes de sédation du groupe [DZP] sont significativement plus élevées par rapport à t_{-5} .

Les scores de sédation au cours du temps sont présentés dans la Figure 7.

ii. Positionnement radio

A t_{-5} , la mise en positionnement radio est impossible chez tous les animaux (0/2). Après administration du protocole, le positionnement radio avec ou sans contention physique légère a été possible pour toutes les poules mais pas aux mêmes temps. A t_5 , elle est possible (note strictement positive) pour 7 poules. 1 d'entre elles présente une note de 0,5/2 (positionnement possible et maintien nécessitant une contention physique modérée), 3 poules ont une note de 1/2 (maintien avec contention légère), 3 poules maintiennent la position sans contention (note de 2/2). Pour ces 7 poules, t_5 correspond à la valeur de positionnement la plus élevée. Dans le cas de la dernière poule (poule n°1), la mise en position, impossible à t_5 , est possible à t_{10} avec une note de 1/2.

b. Protocole [DZP-BUT]

i. Notes de sédation

Dans le groupe [DZP-BUT], le score maximal de sédation est de $7,69 \pm 2,43$ et a été obtenu à t_5 . Parmi les 8 poules ayant reçu ce protocole, 6 ont atteint leur état sédatif maximal à t_5 , les 2 autres étant à t_{10} .

Les valeurs obtenues à t_5 , t_{10} et t_{20} sont significativement différentes de celles de t_{-5} . Elles ne sont par contre plus significativement différentes à t_{45} .

Les scores de sédation au cours du temps sont présentés dans la Figure 7.

ii. Positionnement radio

Comme pour le groupe [DZP], le positionnement radio est impossible à t_{-5} pour toutes les poules du groupe [DZP-BUT]. Après administration de l'association diazépam-butorphanol, le positionnement radio avec ou sans contention physique légère a été possible pour toutes les poules mais pas aux mêmes temps. A t_5 , ce positionnement est possible pour 7 poules. 1 présente la note de 0,5/2, 3 ont la note de 1/2 et les 3 dernières ont reçu une note de 2/2. Pour 5 poules, t_5 représente la valeur la plus élevée. 2 poules (n°1 et n°2) ont présenté une note maximale de positionnement à t_{10} avec chacune la note de 2/2. Pour la dernière poule (n°4), ce positionnement n'est possible qu'à t_{20} avec une note de 1/2.

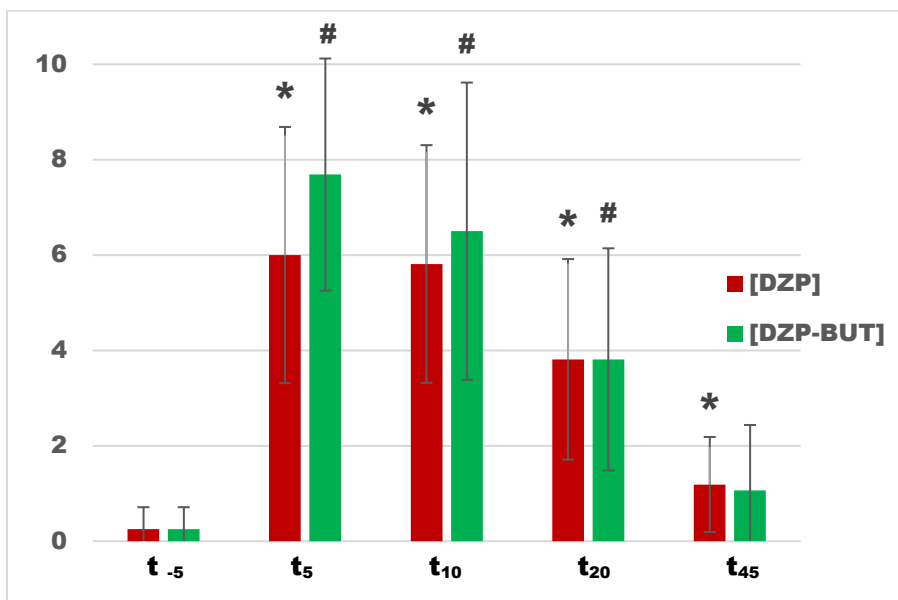


Figure 7 : Notes de sédation obtenues avec les protocoles [DZP] et [DZP-BUT] en fonction du temps chez la poule (exprimées en moyenne \pm SD) (* différence significative dans le groupe [DZP] vs t_{-5} ; # différence significative dans le groupe [DZP-BUT] vs t_{-5} ; \$ différence significative entre les groupes à chaque temps)

c. Comparaison des protocoles

i. Notes de sédation au cours du temps

Aucune différence significative n'est observée entre les deux protocoles pour aucun temps.

ii. Positionnement radio

A t_5 , les groupes [DZP] et [DZP-BUT] ont tous les deux une moyenne de note de positionnement radio de $1,19 \pm 0,75$. Ces moyennes sont respectivement de $1,13 \pm 0,58$ et $1,13 \pm 0,83$ à t_{10} .

IV. Discussion

1. Bilan global

Notre étude expérimentale confirme que la voie intranasale est une voie possible, efficace et relativement sans risque pour obtenir une sédation chez la poule. Par contre, contrairement à notre hypothèse de départ, la profondeur de cette sédation n'est pas plus importante avec un protocole associant le diazépam au butorphanol par rapport au diazépam seul.

2. Faisabilité de la voie intranasale

a. Mise en place du cathéter intranasal

La mise en place du cathéter intranasal a été possible chez toutes les poules, même si elle a été globalement jugée comme difficile, même pour des manipulateurs expérimentés. Pour cette étude, l'utilisation d'une canule de cathéter se justifiait par la nécessité de s'assurer que l'entièreté du volume soit bien administrée. Cette technique a notamment été décrite chez des amazones mais les éventuelles difficultés rencontrées lors de la mise en place n'ont pas été décrites, laissant suggérer une facilité de mise en place, peut-être à tort (Schaffer et al. 2017).

La méthode d'administration par voie intranasale la plus décrite est l'utilisation d'une micropipette (Hornak et al. 2015; Vesal, Zare 2006; Sadegh 2013; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Vesal, Eskandari 2006). Cependant, elle présente plusieurs limites. Chez la poule, la présence d'un opercule kératinisé interne peut empêcher le passage du volume administré et entraîner une perte de contenu. De plus, l'une des perspectives de cette expérience est que les résultats obtenus aient un intérêt clinique au quotidien pour des vétérinaires praticiens. Or, les micropipettes sont peu répandues dans les cliniques vétérinaires, contrairement aux cathéters intraveineux utilisés dans cette expérience.

b. Effets non recherchés

Des effets non recherchés qualifiés de mineurs ou non morbides tels que des bruits respiratoires, un encombrement des voies aériennes supérieures, des éternuements ou de l'épistaxis ont été observés dans 50% des administrations dans notre étude. Ce taux est plus élevé que dans la littérature où la majorité des articles ne rapportent pas d'effets non recherchés (Hornak et al. 2015; Doss, Fink, Mans 2018; Vesal, Zare 2006; Sadegh 2013; Araghi et al. 2016; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Mans et al. 2012; Vesal, Eskandari 2006). Les seuls effets non recherchés rapportés sont des éternuements chez 2 amazones suite à l'administration avec une canule de cathéter (Schaffer et al. 2017) ainsi que 2 régurgitations, 3 pontes et un décès parmi 104 passereaux (méthode d'administration inconnue) (Heatley et al. 2015). Dans ce dernier cas, l'influence de la manipulation sur ces oiseaux sauvages est vraisemblablement plus importante que la méthode d'administration elle-même.

Les conséquences respiratoires (encombrement des voies aériennes supérieures, bruits respiratoires et éternuements) peuvent être expliquées par les volumes administrés. Chez l'Homme, un volume maximum d'administration par voie intranasale de 1mL est décrit (Haschke et al. 2010). Or, lors de cette expérience, les volumes administrés sont compris entre 1,02mL et 1,44mL. Il peut être intéressant de réaliser l'administration dans les deux narines afin de diviser par deux le volume injecté.

L'épistaxis peut être due à l'irritation des muqueuses nasales secondaires à l'introduction du cathéter dans la narine. Une administration sans canule permettrait donc de rendre l'administration moins invasive.

3. La sédation

a. Choix des médicaments

Le but de cette étude est l'établissement d'un protocole de sédation permettant une immobilisation et une diminution du stress de l'animal notamment en vue de la réalisation d'examens complémentaires n'entraînant pas de douleur tels que des clichés radiographiques. En effet, ces derniers nécessitent la mise en décubitus dorsal de l'animal, position souvent mal tolérée par les oiseaux et qui, de surcroît, nécessite obligatoirement la présence d'un manipulateur sur un animal vigile.

Parmi les 3 familles de molécules étudiées dans la partie bibliographique (benzodiazépines, opioïdes et $\alpha 2$ -agonistes), les benzodiazépines correspondent parfaitement aux effets recherchés pour cette étude. Très largement étudiées dans les publications portant sur la sédation intranasale chez l'oiseau, leur administration permet une sédation satisfaisante pour la conduite d'un examen clinique et pour la réalisation d'examens complémentaires peu invasifs tels que l'imagerie médicale (Hornak et al. 2015; Doss, Fink, Mans 2018; Vesal, Zare 2006; Sadegh 2013; Araghi et al. 2016; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Heatley et al. 2015; Mans et al. 2012; Schaffer et al. 2017; Vesal, Eskandari 2006).

De plus, les benzodiazépines possèdent un antagoniste, le flumazénil qui peut être utilisé pour annuler les effets recherchés comme non recherchés. Cet antagoniste représente donc une sécurité supplémentaire en cas de surdosage, d'effets non recherchés ou de retour long et/ou difficile à un état de conscience normal.

Cependant, lors de la réalisation de notre étude (Octobre-Novembre 2020), le midazolam était en utilisation restreinte à cause de la crise sanitaire due à la COVID-19. Le choix s'est donc tourné vers une autre molécule de cette famille : le diazépam. Le diazépam présente des propriétés semblables au midazolam et a présenté des résultats similaires lors de sédations par voie intranasale chez l'oiseau (Vesal, Zare 2006; Sadegh 2013; Araghi et al. 2016; Bigham, Zamani Moghaddam 2013).

Dans le but de démontrer une éventuelle synergie entre le diazépam et un autre agent anesthésique, une association avec du butorphanol a été intégrée à cette étude. En effet, une potentialisation est connue lors d'associations du butorphanol avec des dépresseurs du système nerveux central. Une telle réaction pourrait permettre la réduction de chacune des doses de médicaments administrés (Med'Vet 2021). De plus, l'effet sédatif par voie intranasale du butorphanol associé à une autre benzodiazépine, le midazolam, a été étudié chez la callopsitte. Cette association a permis une sédation plus profonde que l'utilisation de midazolam seul (Doss, Fink, Mans 2018).

b. Efficacité

Les résultats de notre étude confirment notre hypothèse initiale selon laquelle la voie intranasale est une alternative intéressante pour l'administration de molécules sédatives chez la poule. Les effets sédatifs ont été visibles dès 5 minutes et se sont dissipés dès 45 minutes après administration. Dans le cadre d'une sédation dont l'objectif est de réaliser des examens complémentaires rapides et non douloureux, ces résultats sont très encourageants. En effet, la rapidité d'action permet de limiter le temps d'attente avant l'apparition des signes de sédation et de pouvoir rapidement réaliser les actes diagnostiques souhaités. De plus, la courte durée d'action permet de rendre rapidement un animal avec un stade de conscience normal à son propriétaire et de ne pas à avoir à le garder en surveillance.

Sur ces critères, la voie intranasale est donc une bonne alternative à la voie respiratoire pour la contention chimique. L'absence de narcose lors d'une sédation permet en effet de limiter certains effets indésirables tels qu'un réveil long et/ou difficile ainsi que les effets cardiovasculaires induits par la perte de conscience.

c. Comparaison des protocoles

Dans notre étude contrairement à ce que nous avons émis comme hypothèse, chez la poule, les effets sédatifs ne sont pas significativement différents avec l'association diazépam-butorphanol comparée au diazépam seul. Ce résultat est aussi contradictoire avec les observations réalisées sur des callopsittes (Doss, Fink, Mans 2018). Plusieurs hypothèses peuvent expliquer cette différence. La première est une variation dans les designs expérimentaux que ce soit dans les protocoles administrés ou dans les grilles de sédation. Dans cette étude, les auteurs ont notamment associé le midazolam, et non le diazépam, au butorphanol. De plus, les molécules étaient administrées à des doses plus élevées que dans notre étude (chaque molécule à 3mg/kg). La seconde hypothèse correspond à des différences physiologiques entre les deux espèces, notamment dans les proportions de récepteurs opioïdes.

On peut toutefois remarquer que les notes de sédation obtenues pour le protocole [DZP-BUT] semblent montrer une tendance à être supérieures à celles obtenues avec le diazépam seul. Le manque de significativité statistique pourrait être dû au faible effectif d'oiseaux inclus dans notre étude.

4. Perspectives

a. Autres molécules

Dans cette étude, seules deux classes médicamenteuses ont été étudiées : les benzodiazépines et les opioïdes. Il pourrait être intéressant d'étudier l'efficacité chez la poule d'autres molécules telles que les $\alpha 2$ -agonistes. Cependant, les effets démontrés de ces molécules semblent moins compatibles avec l'utilisation prévue dans cette expérience. En effet, l'administration de xylazine par voie intranasale entraîne une baisse de l'état de conscience mais ne permet pas la mise en décubitus dorsal, qui est l'un des critères principal dans notre expérience. De plus, les $\alpha 2$ -agonistes présentent également des temps de retour à un état de conscience normal plus longs (Vesal, Zare 2006; Sadegh 2013; Araghi et al. 2016; Bigham, Zamani Moghaddam 2013; Vesal, Eskandari 2006). Ils semblent donc moins intéressants que les benzodiazépines dans le cadre d'une sédation de courte durée en vue de la réalisation d'examens complémentaires. Cependant, cette durée d'action plus longue peut être recherchée dans un contexte d'hospitalisation. En effet, la sédation de longue durée induite par ces molécules peut permettre de réduire le stress et ses conséquences (notamment dyspnée et dysorexie) chez les animaux hospitalisés.

Un essai sur les effets réversibles du flumazénil et de la naloxone respectivement sur les benzodiazépines et le butorphanol peut également être envisagé afin de prévenir d'éventuels surdosages. L'efficacité du flumazénil par administration intranasale comme antagoniste aux effets des benzodiazépines a déjà été démontrée chez l'oiseau, il s'agirait donc de le confirmer chez la poule (Doss, Fink, Mans 2018; Vesal, Zare 2006; Mans et al. 2012; Haschke et al. 2010).

b. Autres indications

La sédation démontrée lors de notre étude ouvre d'autres perspectives pour la voie intranasale chez la poule. Elle pourrait notamment être intéressante pour l'administration de molécules analgésiques dans le cadre d'hospitalisations ou pour la réalisation de soins à domicile par le propriétaire. Chez la poule, aucune molécule analgésique ne possède d'AMM.

En pratique, les opioïdes sont les principales molécules utilisées pour l'analgésie des oiseaux. Une étude de la valence analgésique procurée par le butorphanol, non étudiée dans cette étude, pourrait donc être intéressante. Le tramadol est également utilisé dans ce cadre (Pignon 2021). Cependant, il est administrable *per os* qui est une voie plus facilement accessible que l'intranasale (Bailey et al. 2019). Cette étude ne présenterait donc pas d'intérêt.

Enfin, une étude portant sur l'innocuité de l'administration par voie intranasale chez les animaux présentant des difficultés voire une détresse respiratoires peut également être envisagée. En effet, chez ces animaux, le stress est un facteur aggravant qu'il est important de réduire. Cependant, l'innocuité de cette voie est très importante dans ce contexte. Une évaluation de la balance bénéfices-risques pourrait valider ou au contraire contre-indiquer une telle utilisation.

V. Conclusion

L'administration par voie intranasale de diazépam (2 mg/kg) seul ou associé à du butorphanol (2 mg/kg) permet d'obtenir une sédation rapide et de courte durée (20 – 30 minutes) chez la poule rousse adulte en bonne santé. Cette sédation est suffisante pour la mise en positionnement pour des radiographies, examen complémentaire d'intérêt chez les oiseaux.

L'association diazépam-butorphanol n'a cependant pas montré d'effets sédatifs significativement différents à ceux obtenus suite à l'administration de diazépam seul.

La voie intranasale est relativement sûre et engendre peu d'effets non recherchés morbides, chez la poule et selon notre protocole expérimental. De l'épistaxis et des encombrements respiratoires ont été observés mais de façon transitoire. Cette étude montre donc que la voie intranasale est une bonne alternative à la voie respiratoire dans le cadre d'une contention chimique légère à moyenne de courte durée (< 30 – 40 min).

BIBLIOGRAPHIE

ANSES, 2021. RESUME DES CARACTERISTIQUES DU PRODUIT - NOBILIS ND CLONE 30. [en ligne]. 13 septembre 2021. [Consulté le 8 octobre 2021]. Disponible à l'adresse :

<http://www.ircp.anmv.anses.fr/rcp.aspx?NomMedicament=NOBILIS+ND+CLONE+30>

ARAGHI, Mostafa, AZIZI, Saeed, VESAL, Nasser et DALIR-NAGHADE, Bahram, 2016. Evaluation of the Sedative Effects of Diazepam, Midazolam, and Xylazine After Intranasal Administration in Juvenile Ostriches (*Struthio camelus*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2016. Vol. 30, n° 3, pp. 221-226. DOI 10.1647/2015-110.

BAILEY, Ryan S., SHELDON, Julie D., ALLENDER, Matthew C., ADKESSON, Michael J. et CHINNADURAI, Sathya K., 2019. Analgesic Efficacy of Tramadol Compared With Meloxicam in Ducks (*Cairina moschata domestica*) Evaluated by Ground-Reactive Forces. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. 1 juin 2019. Vol. 33, n° 2, pp. 133-140. DOI 10.1647/2018-364.

BALKO, Julie A. et CHINNADURAI, Sathya K., 2017. Advancements in Evidence-Based Anesthesia of Exotic Animals. *The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice*. septembre 2017. Vol. 20, n° 3, pp. 917-928. DOI 10.1016/j.cvex.2017.04.014.

BIGHAM, A. S. et ZAMANI MOGHADDAM, A. K., 2013. Finch (*Taeneopygia guttata*) sedation with intranasal administration of diazepam, midazolam or xylazine. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. février 2013. Vol. 36, n° 1, pp. 102-104. DOI 10.1111/j.1365-2885.2009.01102.x.

BOTMAN, Julie et VANDEWEERD, Jean-Michel, 2014. Anesthésie gazeuse des oiseaux: une synthèse méthodique. *Le point vétérinaire*. 2014. N° 346, pp. 58-63.

BOUW, M. René, CHUNG, Steve S., GIDAL, Barry, KING, Aliceson, TOMASOVIC, Jerry, WHELESS, James W. et VAN ESS, Peter J., 2021. Clinical pharmacokinetic and pharmacodynamic profile of midazolam nasal spray. *Epilepsy Research*. mars 2021. Vol. 171, pp. 106567. DOI 10.1016/j.eplepsyres.2021.106567.

BURSTEIN, Aaron H., MODICA, Rosanne, HATTON, Michael, FORREST, Alan et GENGO, Fran M., 1997. Pharmacokinetics and Pharmacodynamics of Midazolam After Intranasal Administration. *The Journal of Clinical Pharmacology*. 1997. Vol. 37, n° 8, pp. 711-718. DOI 10.1002/j.1552-4604.1997.tb04358.x.

CARPENTER, James W., 2016. *Exotic Animal Formulary*. 5th. Elsevier. ISBN 978-0-323-44450-7.

DONELEY, Bob, 2016. *Avian Medicine and Surgery in Practice. Companion and Aviary Birds*. Seconde. CRC Press. ISBN 978-1-4822-6020-5.

DOSS, Grayson A., FINK, Dustin M. et MANS, Christoph, 2018. Assessment of sedation after intranasal administration of midazolam and midazolam-butorphanol in

cockatiels (*Nymphicus hollandicus*). *American Journal of Veterinary Research*. décembre 2018. Vol. 79, n° 12, pp. 1246-1252. DOI 10.2460/ajvr.79.12.1246.

HARRISON, G.J. et LIGHTFOOT, T.L., 2011. *Clinical Avian Medicine*. Spix Publishing, Inc. ISBN 0-9754994-0-8.

HARTSFIELD, Sandee M. et MCGRATH, Charles J., 1986. Anesthetic Techniques in Poultry. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. 1 novembre 1986. Vol. 2, n° 3, pp. 711-730. DOI 10.1016/S0749-0720(15)31213-5.

HASCHKE, Manuel, SUTER, Katja, HOFMANN, Sarah, WITSCHI, Robert, FRÖHLICH, Johannes, IMANIDIS, Georgios, DREWE, Jürgen, BRIELLMANN, Thomas A, DUSSY, Franz E, KRÄHENBÜHL, Stephan et SURBER, Christian, 2010. Pharmacokinetics and pharmacodynamics of nasally delivered midazolam. *British Journal of Clinical Pharmacology*. juin 2010. Vol. 69, n° 6, pp. 607-616. DOI 10.1111/j.1365-2125.2010.03611.x.

HEATLEY, J. Jill, CARY, Jennifer, KINGSLEY, Lyndsey, BEAUFRERE, Hughes, RUSSELL, Karen E. et VOELKER, Gary, 2015. Midazolam sedates Passeriformes for field sampling but affects multiple venous blood analytes. *Veterinary Medicine (Auckland, N.Z.)*. 2015. Vol. 6, pp. 61-69. DOI 10.2147/VMRR.S71402.

HOERAUF, K., LIERZ, M., WIESNER, G., SCHROEGENDORFER, K., LIERZ, P., SPACEK, A., BRUNNBERG, L. et NÜSSE, M., 1999. Genetic damage in operating room personnel exposed to isoflurane and nitrous oxide. *Occupational and Environmental Medicine*. juillet 1999. Vol. 56, n° 7, pp. 433-437. DOI 10.1136/oem.56.7.433.

HORNAK, Slavomir, LIPTAK, Tomas, LEDECKY, Valent, HROMADA, Rudolf, BILEK, Jan, MAZENSKY, David et PETROVIC, Vladimir, 2015. A preliminary trial of the sedation induced by intranasal administration of midazolam alone or in combination with dexmedetomidine and reversal by atipamezole for a short-term immobilization in pigeons. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mars 2015. Vol. 42, n° 2, pp. 192-196. DOI 10.1111/vaa.12187.

ILLUM, L., 1996. Nasal delivery. The use of animal models to predict performance in man. *Journal of Drug Targeting*. 1996. Vol. 3, n° 6, pp. 427-442. DOI 10.3109/10611869609015963.

LEFORESTIER, Eric, 2021. Les poules prennent du galon. *Petmarket magazine*. février 2021. N° 302, pp. 12-19.

LIERZ, Michael et KORBEL, Rüdiger, 2012. Anesthesia and Analgesia in Birds. *Journal of Exotic Pet Medicine*. 1 janvier 2012. Vol. 21, n° 1, pp. 44-58. DOI 10.1053/j.jepm.2011.11.008.

LINDHARDT, Karsten, OLAFSSON, David R., GIZURARSON, Sveinbjörn et BECHGAARD, Erik, 2002. Intranasal bioavailability of diazepam in sheep correlated to rabbit and man. *International Journal of Pharmaceutics*. 1 janvier 2002. Vol. 231, n° 1, pp. 67-72. DOI 10.1016/s0378-5173(01)00872-9.

LONGLEY, Lesa, 2008. *Anesthesia of exotic pets* [en ligne]. W.B. Saunders., ISBN 978-0-7020-2888-5. Disponible à l'adresse : <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-2888-5.X5001-1>

MANS, Christoph, GUZMAN, David Sanchez-Migallon, LAHNER, Lesanna L., PAUL-MURPHY, Joanne et SLADKY, Kurt K., 2012. Sedation and physiologic response to manual restraint after intranasal administration of midazolam in Hispaniolan Amazon parrots (*Amazona ventralis*). *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2012. Vol. 26, n° 3, pp. 130-139. DOI 10.1647/2011-037R.1.

MED'VET, 2021. Médicament BUTADOR® 10 mg/mL Solution injectable pour Chevaux, Chiens et Chats. [en ligne]. 23 février 2021. [Consulté le 12 septembre 2021]. Disponible à l'adresse : <https://www.medvet.fr/medicament-butador-p6581>

MUIR, William W. et HUBBELL, John A. E., 2014. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. 5ème. Mosby. ISBN 978-0-323-08069-9.

PIGNON, Charly, 2021. Quelles molécules analgésiques puis-je utiliser chez les poules ? [en ligne]. mars 2021. [Consulté le 19 septembre 2021]. Disponible à l'adresse : <https://www.capdouleur.fr/app/uploads/2021/03/Poule-analgesie-Mars-21.pdf>

POLAND, Guy et RAFTERY, Aidan, 2019. *BSAVA Manual of Backyard Poultry Medicine and Surgery*. 1ère. BSAVA. ISBN 978-1-905319-43-5.

SADEGH, Amin Bigham, 2013. Comparison of intranasal administration of xylazine, diazepam, and midazolam in budgerigars (*Melopsittacus undulatus*): clinical evaluation. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*. juin 2013. Vol. 44, n° 2, pp. 241-244. DOI 10.1638/2009-0116R3.1.

SANDERCOCK, Dale A., AUCKBURALLY, Adam, FLAHERTY, Derek, SANDILANDS, Victoria et MCKEEGAN, Dorothy E. F., 2014. Avian reflex and electroencephalogram responses in different states of consciousness. *Physiology & Behavior*. 22 juin 2014. Vol. 133, pp. 252-259. DOI 10.1016/j.physbeh.2014.05.030.

SCHAFFER, Débora P. H., DE ARAÚJO, Nayone L. L. C., RAPOSO, Ana Cláudia S., FILHO, Emanuel F. Martins, VIEIRA, João Victor R. et ORIÁ, Arianne P., 2017. Sedative Effects of Intranasal Midazolam Administration in Wild Caught Blue-fronted Amazon (*Amazona aestiva*) and Orange-winged Amazon (*Amazona amazonica*) Parrots. *Journal of Avian Medicine and Surgery*. septembre 2017. Vol. 31, n° 3, pp. 213-218. DOI 10.1647/2016-201.

VESAL, Nasser et ESKANDARI, Mohammad H., 2006. Sedative effects of midazolam and xylazine with or without ketamine and detomidine alone following intranasal administration in Ring-necked Parakeets. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. 1 février 2006. Vol. 228, n° 3, pp. 383-388. DOI 10.2460/javma.228.3.383.

VESAL, Nasser et ZARE, Payman, 2006. Clinical evaluation of intranasal benzodiazepines, alpha-agonists and their antagonists in canaries. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mai 2006. Vol. 33, n° 3, pp. 143-148. DOI 10.1111/j.1467-2995.2005.00244.x.

WHELESS, James W., 2021. A critical evaluation of midazolam nasal spray for the treatment of patients with seizure clusters. *Expert Review of Neurotherapeutics*. novembre 2021. Vol. 21, n° 11, pp. 1195-1205. DOI 10.1080/14737175.2021.1890033.

ANNEXES

Annexe 1 : Synthèse des délais et des durées d'action des études de la revue bibliographique

Etude	Molécule : posologie	Délai (en minutes)	Durée (en minutes)
(Vesal, Zare 2006)	Diazépam : 13,6 mg/kg	1,4 ± 0,6	73,6 ± 18,9
	Midazolam : 13,6 mg/kg	1,9 ± 1	39,7 ± 13,4
	Xylazine : 26 mg/kg	1,4 ± 0,3	172,3 ± 26
	Détomidine : 13 mg/kg	2,9 ± 1,5	271,8 ± 23
(Vesal, Eskandari 2006)	Midazolam : 7,3 mg/kg	2,7 ± 1,2	175,8 ± 14,2
	Xylazine : 20 mg/kg	7,9 ± 2,8	> 240
	Détomidine : 12 mg/kg	3,5 ± 1,2	> 1440
(Mans et al. 2012)	Midazolam : 2 mg/kg	3	> 25 ⁽¹⁾
(Sadegh 2013)	Xylazine : 25 mg/kg	2,6 ± 0,89	286 ± 28,8
	Diazépam : 13,6 mg/kg	2,8 ± 0,88	165,4 ± 19,2
	Midazolam : 13,2 mg/kg	1,3 ± 0,44	71,6 ± 8,9
(Bigham, Zamani Moghaddam 2013)	Midazolam : 13 mg/kg	1,02 ± 0,29	74,2 ± 8,7
	Xylazine : 25 mg/kg	2,16 ± 0,59	360 ± 41,31
	Diazépam : 13 mg/kg	1,78 ± 0,19	182 ± 18,37
(Hornak et al. 2015)	Midazolam : 5 mg/kg	< 5	80
	Midazolam : 5 mg/kg Dexmédétomidine : 5 mg/kg	< 5	> 100
(Araghi et al. 2016)	Diazépam : 0,8 mg/kg	4,3 ± 0,4	20,8 ± 1,9
	Midazolam : 0,4 mg/kg	3,9 ± 0,2	17,7 ± 4,1
	Xylazine : 2 mg/kg	4,9 ± 0,4	9,2 ± 2,5
(Schaffer et al. 2017)	Midazolam : 2 mg/kg	5,36 ± 1,16 ⁽¹⁾	25,4 ± 5,72 ⁽²⁾
		5,09 ± 0,89 ⁽²⁾	27,1 ± 3,73 ⁽³⁾
(Doss, Fink, Mans 2018)	Midazolam : 3 mg/kg	1,5	> 15
	Midazolam : 3mg/kg Butorphanol : 3 mg/kg	1,5	> 15

⁽¹⁾ Durée maximale non évaluée à cause de l'administration de flumazénil

⁽²⁾ Résultats pour les amazones à front bleu

⁽³⁾ Résultats pour les amazones aourou

Annexe 2 : Poids des poules en fonction du jour

	Poule 1	Poule 2	Poule 3	Poule 4	Poule 5	Poule 6	Poule 7	Poule 8
Jour 1	2,2 kg	2,2 kg	2,3 kg	2,1 kg	2,0 kg	1,7 kg	2,3 kg	2,4 kg
Jour 2	2,1 kg	2,2 kg	2,2 kg	2,0 kg	1,9 kg	1,6 kg	2,1 kg	2,3 kg

Annexe 3 : Résumé des volumes à administrer en fonction du poids

Poids (kg)	1,6	1,7	1,8	1,9	2	2,1	2,2	2,3	2,4
DZP (mL)	0,64	0,68	0,72	0,76	0,8	0,84	0,88	0,92	0,96
BUT / φ (mL)	0,32	0,34	0,36	0,38	0,4	0,42	0,44	0,46	0,48

Annexe 4 : Feuilles de sédation de la poule n°1

Poule n° :	1	Protocole n° :	1	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,2	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	250	265
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	35	40
		Température (°C) :	41,1	40,9

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	0	0,5	0,5	0	0
Port tête (/2)	0	0	0	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	0	1	0	0
Ec. trach. (/2)	0	0	0	0	0
Retournement (/2)	0	0	0	0	0
NOTE SEDATION (/14)	0	0,5	1,5	0	0

Poule n° :	1	Protocole n° :	2	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,1	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	280	310
Diff. KT (/2) :	0	Fréq. respi (mpm) :	35	30
		Température (°C) :	41	41,2

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	0	0
Posture (/2)	0	2	2	1	0
Port tête (/2)	0	1	1	1	0
Yeux (/2)	0	2	1	0	0
Pos. Radio (/2)	0	1	2	0	1
Ec. trach. (/2)	0	0	1	1	1
Retournement (/2)	0	2	2	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	9	10	4	2

Annexe 5 : Feuilles de sédation de la poule n°2

Poule n° :	2	Protocole n° :	2	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,2	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	200	270
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	30	20
		Température (°C) :	41,4	41,2

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	1	0
Posture (/2)	0	1	2	1	0,5
Port tête (/2)	0	1	1	0	0
Yeux (/2)	0	1	1	0	0
Pos. Radio (/2)	0	1	2	1	0
Ec. trach. (/2)	0	1	1	0,5	0
Retournement (/2)	0	2	2	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	8	10	4	0,5

Poule n° :	2	Protocole n° :	1	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,2	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	280	270
Diff. KT (/2) :	1	Fréq. respi (mpm) :	22	25
		Température (°C) :	40,9	40,7

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	1	0
Posture (/2)	0	2	2	2	0
Port tête (/2)	0	1	1	1	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	1	1	0	0
Ec. trach. (/2)	0	0	0	0	1
Retournement (/2)	0	2	2	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	7	7	2	1

Annexe 6 : Feuilles de sédation de la poule n°3

Poule n° :	3	Protocole n° :	2	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,3	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min	
NEC :	4		Fréq. cardiaque (bpm) :	240	260
Diff. KT (/2) :	2		Fréq. respi (mpm) :	30	25
		Température (°C) :	41	41,5	

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	0	1	1	0	0
Port tête (/2)	0	0	0	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	0,5	0	0	0
Ec. trach. (/2)	0	1	0	0	0
Retournement (/2)	0	1	0	0	0
NOTE SEDATION (/14)	0	3,5	1	0	0

Poule n° :	3	Protocole n° :	1	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,2	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min	
NEC :	4		Fréq. cardiaque (bpm) :	300	330
Diff. KT (/2) :	2		Fréq. respi (mpm) :	35	40
		Température (°C) :	41,1	40,9	

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	0	1	1	1	0
Port tête (/2)	0	0	0	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	1	0,5	1	0
Ec. trach. (/2)	1	1	1	1	0
Retournement (/2)	0	1	1	0	0
NOTE SEDATION (/14)	1	4	3,5	3	0

Annexe 7 : Feuilles de sédation de la poule n°4

Poule n° :	4	Protocole n° :	1	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,1	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min	
NEC :	4		Fréq. cardiaque (bpm) :	230	300
Diff. KT (/2) :	1		Fréq. respi (mpm) :	40	35
			Température (°C) :	41	41,1

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	0	0
Posture (/2)	0	2	2	2	0
Port tête (/2)	0	0	0	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	2	2	0
Ec. trach. (/2)	0	2	2	1	1
Retournement (/2)	0	2	2	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	9	9	6	1

Poule n° :	4	Protocole n° :	2	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,0	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min	
NEC :	4		Fréq. cardiaque (bpm) :	310	280
Diff. KT (/2) :	1		Fréq. respi (mpm) :	22	30
			Température (°C) :	41,4	40,7

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	1	2	2	2	2
Port tête (/2)	0	1	1	1	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	0	0	1	0
Ec. trach. (/2)	0	2	2	1	1
Retournement (/2)	0	1	0	0	0
NOTE SEDATION (/14)	1	6	5	5	3

Annexe 8 : Feuilles de sédation de la poule n°5

Poule n° :	5	Protocole n° :	2	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,0	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	210	250
Diff. KT (/2) :	0	Fréq. respi (mpm) :	40	35
		Température (°C) :	40,5	41

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	0	0
Posture (/2)	0	2	2	0	0
Port tête (/2)	0	1	1	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	2	1	0
Ec. trach. (/2)	0	2	1	1	0
Retournement (/2)	0	2	1	2	0
NOTE SEDATION (/14)	0	10	8	4	0

Poule n° :	5	Protocole n° :	1	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	1,9	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	4	Fréq. cardiaque (bpm) :	230	300
Diff. KT (/2) :	0	Fréq. respi (mpm) :	20	30
		Température (°C) :	40,9	41

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	0	1	1	0	0
Port tête (/2)	0	1	1	1	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	0,5	0,5	0,5	0,5
Ec. trach. (/2)	0	1	1	1	1
Retournement (/2)	0	2	1	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	5,5	4,5	3,5	1,5

Annexe 9 : Feuilles de sédation de la poule n°6

Poule n° :	6	Protocole n° :	1	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	1,7	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	3	Fréq. cardiaque (bpm) :	210	280
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	30	20
		Température (°C) :	41,4	41,7

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	0	1	0
Posture (/2)	0	1	1	1	0
Port tête (/2)	0	0	0	0	0
Yeux (/2)	0	1	1	1	1
Pos. Radio (/2)	0	1	1	1	0
Ec. trach. (/2)	1	1	2	1	1
Retournement (/2)	0	2	2	1	1
NOTE SEDATION (/14)	1	7	7	6	3

Poule n° :	6	Protocole n° :	2	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	1,6	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	3	Fréq. cardiaque (bpm) :	290	270
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	26	20
		Température (°C) :	41,4	41,4

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	0	0
Posture (/2)	0	2	1	0	0
Port tête (/2)	0	1	1	0	0
Yeux (/2)	0	1	1	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	1	1	0
Ec. trach. (/2)	1	0	0	1	0
Retournement (/2)	0	1	1	1	0
NOTE SEDATION (/14)	1	8	6	3	0

Annexe 10 : Feuilles de sédation de la poule n°7

Poule n° :	7	Protocole n° :	2	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,3	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	5	Fréq. cardiaque (bpm) :	290	300
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	30	30
		Température (°C) :	41,3	41,1

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	1	0
Posture (/2)	0	2	2	2	1
Port tête (/2)	0	2	1	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	1	2	1
Ec. trach. (/2)	0	2	1	1	1
Retournement (/2)	0	2	2	2	0
NOTE SEDATION (/14)	0	11	8	8	3

Poule n° :	7	Protocole n° :	1	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,1	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	5	Fréq. cardiaque (bpm) :	300	270
Diff. KT (/2) :	2	Fréq. respi (mpm) :	30	20
		Température (°C) :	40,7	41

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	1	0	0
Posture (/2)	0	1	1	1	0
Port tête (/2)	0	1	1	0	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	2	0	0
Ec. trach. (/2)	0	1	2	0	1
Retournement (/2)	0	1	1	1	0
NOTE SEDATION (/14)	0	7	8	2	1

Annexe 11 : Feuilles de sédation de la poule n°8

Poule n° :	8	Protocole n° :	1	Jour :	1
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,4	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	5	Fréq. cardiaque (bpm) :	220	300
Diff. KT (/2) :	0	Fréq. respi (mpm) :	40	40
		Température (°C) :	41,3	41,6

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	1	0	0	0
Posture (/2)	0	2	2	2	1
Port tête (/2)	0	1	1	1	1
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	2	1	1	0
Ec. trach. (/2)	0	1	1	1	0
Retournement (/2)	0	1	1	0	0
NOTE SEDATION (/14)	0	8	6	5	2

Poule n° :	8	Protocole n° :	2	Jour :	2
-------------------	---	-----------------------	---	---------------	---

Poids :	2,3	Examen clinique :	t = -5 min	t = 45 min
NEC :	5	Fréq. cardiaque (bpm) :	260	300
Diff. KT (/2) :	0	Fréq. respi (mpm) :	30	35
		Température (°C) :	41,8	41,1

t = (min)	-5	5	10	20	45
Vigilance (/2)	0	0	0	0	0
Posture (/2)	0	2	1	0	0
Port tête (/2)	0	1	1	1	0
Yeux (/2)	0	0	0	0	0
Pos. Radio (/2)	0	1	1	0	0
Ec. trach. (/2)	0	2	1	1	0
Retournement (/2)	0	0	0	0	0
NOTE SEDATION (/14)	0	6	4	2	0

Nom : Berthe

Prénom : Fabien

Sujet : Étude expérimentale prospective chez la poule des effets sédatifs d'une administration intranasale de diazépam, seul ou associé à du butorphanol

Résumé : Cette étude prospective vise à évaluer la voie intranasale comme alternative à la voie gazeuse dans le cadre d'une sédation légère chez la poule. Deux protocoles à base de diazépam (2 mg/kg) associé ou non à du butorphanol (2mg/kg) ont été expérimentés en cross-over chez 8 poules. La sédation est estimée par la notation de 7 paramètres à 5, 10, 20 et 45 minutes post-administration. Chaque valeur est ensuite comparée à la note basale évaluée avant la sédation.

L'administration des protocoles a procuré une sédation satisfaisante en moins de 10 minutes. Elle est notamment suffisante pour placer les animaux en position pour radiographies qui est un examen complémentaire important chez la poule. Cependant aucune différence significative n'a été observée entre les deux protocoles.

Quelques effets secondaires indésirables ont été observés tels que de l'épistaxis ou de l'encombrement respiratoire mais sans conséquence sur l'état général des animaux.

Mots clés : Poule ; Diazépam ; Butorphanol ; Voie intranasale ; Sédation

Title : Prospective experimental study in hens of the sedative effects of intranasal administration of diazepam, alone or in combination with butorphanol

Abstract : This prospective study aims to evaluate the intranasal route as an alternative to the gas route in the context of mild sedation in hens. Two protocols based on diazepam (2 mg / kg) associated or not with butorphanol (2 mg / kg) were tested in cross-over in 8 hens. Sedation is estimated by scoring 7 parameters at 5, 10, 20 and 45 minutes post-administration. Each value is then compared to the basal score assessed before sedation.

Administration of the protocols provided satisfactory sedation within 10 minutes. It is in particular sufficient to place the animals in position for x-rays which is an important additional examination in hens. However, no significant difference was observed between the two protocols.

Some undesirable side effects were observed such as epistaxis or respiratory congestion but without consequence on the general condition of the animals.

Key words : Hen ; Diazepam ; Butorphanol ; Intranasal route ; Sedation