

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Année 2006 - Thèse n°

MODULE D'ENSEIGNEMENT INTERACTIF SUR LA REALISATION DE L'EXAMEN ENDOSCOPIQUE DES VOIES RESPIRATOIRES SUPERIEURES DU CHEVAL

THESE

Présentée à l'UNIVERSITE CLAUDE-BERNARD - LYON I
(Médecine - Pharmacie)
et soutenue publiquement le 26 juin 2006
pour obtenir le grade de Docteur Vétérinaire

par

Dupuis Marie-Capucine
Née le 10 février 1983
à Gleizé



DEPARTEMENTS ET CORPS ENSEIGNANT DE L'ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE LYON

Directeur : Stéphane Martinot

Au 7 juin 2006

	PR EX	PR 1	PR 2	MC	Contractuel, Associé, IPAC et ISPV	AERC	Chargés de consultations et d'enseignement
DEPARTEMENT SANTE PUBLIQUE VETERINAIRE Microbiologie, Immunologie, Pathologie Générale Pathologie infectieuse Parasitologie et Maladies Parasitaires Qualité et Sécurité des Aliments Législation et Jurisprudence Bio-Mathématiques	Y. RICHARD	A. KODJO A. LACHERETZ M. ARTOIS	V. GUERIN-FAUBLEE D. GREZEL J. VIALARD				
	MC. CHAUVE	G. BOURDOISEAU G. CHANTEGRELET	P. DEMONT C. VERNOZY A. LACHERETZ	MP. CALLAIT CARDINAL L. ZENNER A. GONTHIER S. COLARDELLE P. SABATIER ML. DELIGNETTE K. CHALVET-MONFRAY			
		E. CHATELAIN	T. ROGER D. FAU E. VIGUIER D. REMY C. FLEURY	S. SAWAYA	G. CHANOIT (MCC) S. JUNOT (MCC) K. PORTIER (MCC) C. DECOSNE-JUNOT (MCC) C. BOULOCHER (MCC) D. WATRELOT-VIRIEUX (MCC) P. BELLI (MCA) D. PIN (MCA) M. HUGONNARD (MCC) J. SONET (MCC)	C. CAROZZO	K. BENREDOUANE N. GAY C. POUZOT L. POUDEIROUX I. BUBLOT C. ESCRIOU E. SEGARD
DEPARTEMENT ANIMAUX DE COMPAGNIE Anatomie Chirurgie et Anesthésiologie Anatomie-pathologique/Dermatologie-Cancérologie Hématologie Médecine interne Imagerie Médicale		J.P. GENEVOIS J.P. MAGNOL C. FOURNEL J.L. CADORE	M. FRANCK F. BADINAND P. BEZILLE	L. MOUNIER D. GRANCHER L. ALVES DE OLIVEIRA G. EGRON S. BUFF P. GUERIN R. FRIKHA M.A. ARCANGIOLI D. LE GRAND			
			M. RACHAIL-BRETIN T. ALOGNINOUIWA		A. C. LEFRANC		G. LESOBRE P. DEBARNOT D. LAURENT
		E. BENOIT F. GARNIER G. KECK	F. GRAIN P. JAUSSAUD P. BERNY	J.J. THIEBAULT J.M. BONNET-GARIN			
DEPARTEMENT PRODUCTIONS ANIMALES Zootéchnie, Ethologie et Economie Rurale Nutrition et Alimentation Biologie et Pathologie de Reproduction Pathologie Animaux de Production		J.L. CADORE O. LEPAGE	C. FLEURY	A. LEBLOND A. BENAMOU-SMITH	C. FARMER R. SULLIVAN M. GLANGL		E. MOREAU
DEPARTEMENT SCIENCES BIOLOGIQUES Physiologie/Thérapeutique Biophysique/Biochimie Génétique et Biologie moléculaire Pharmacologie/Toxicologie Législation du Médicament Langues							
DEPARTEMENT HIPPIQUE Pathologie équine Clinique équine Expertise nécropsique							

A Monsieur le Professeur Jean-François MORNEX

De la Faculté de Médecine de Lyon,

Qui m'a fait le grand honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

Hommages respectueux.

A Madame le Professeur Agnès BENAMOU-SMITH

De l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,

Pour avoir initié ce projet innovant et m'avoir soutenue tout au long de son élaboration.

Qu'elle trouve ici l'expression de ma reconnaissance.

A Monsieur le Professeur Olivier LEPAGE

De l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,

Qui, par son enthousiasme dans le développement de nouveaux modules d'enseignement interactifs, m'a apporté une aide précieuse pour la réalisation de ce projet.

Respectueux remerciements.

A Monsieur le Professeur Jean-Luc CADORE

De l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon,

Qui a toujours été présent pour me guider dans mes choix, avec sagesse et bienveillance. Et qui, grâce à son expérience et ses connaissances sur ce sujet en particulier, a su apporter beaucoup de justesse à ce travail par ses remarques précises et judicieuses.

Sincère reconnaissance.

A l'équipe du pôle AVENTI, et plus particulièrement Yves Monlien pour m'avoir aidé lors des prises de vue et Sophie Thomas-Touze pour son support technique indispensable lors du développement de ce projet.

Sincères remerciements.

A tous les acteurs de la Clinéquine, notamment les internes et les techniciennes, pour leur aide et leur participation lors des tournages.

Sincères remerciements.

A mes parents,

Et à eux surtout,

Pour leur affection et leur soutien de tous les instants

Et parce que ce travail n'aurait pas été réalisable sans leur contribution.

Avec tendresse.

A mes grands-parents,

Pour leur générosité, leur gentillesse et leur éternelle jeunesse, qui font d'eux des êtres exceptionnels et des modèles de vie.

A mon grand frère Antoine,

Parce ce que rien ne remplacera jamais la complicité qui nous relie.

A mon oncle Pierre et son épouse Martine, ainsi que mes cousins Jean-Etienne et Charles,

Pour tous les instants de bonheur partagés au Vissoux, et pour ce beaujolais inimitable qui ravit nos papilles et égaye nos tables.

A mon cousin Didier Lechemia,

Pour son soutien tout au long de ma scolarité, ses conseils avisés et ses nombreux contacts qui m'ont ouvert de nouveaux horizons.

A la mémoire de mes grands-parents Charlotte et Antoine Dupuis, et de mon parrain Jean-Louis Gaudin,

Avec qui j'aurai tant aimé partager ce moment.

A ma famille.

A mon bien-aimé Thomas,

Pour son amour, son soutien sans faille et sa patience dans les moments difficiles,
Pour toutes ses attentions qui illuminent ma vie.
Avec passion.

A mes amis,

Les amies d'enfance, **Noémie et Anne-Sophie**, pour cette amitié privilégiée qui nous relie.
Les amies d'école, l'équipe de choc : **Aline, Charlotte, Jessica et Marion**, pour tous les fous rires partagés.
Mon père de clinique **Guillaume**, pour m'avoir guidé avec bienveillance,
Les amis du Québec : **Lucie, Seb, Isa et Alison**, pour avoir rendu ce séjour si agréable et inoubliable.
A tous les autres que je porte dans mon cœur...

A tous les vétérinaires qui m'ont fait partager leur passion lors de mes stages, et plus particulièrement aux **Docteurs Martine et Gérard Lennoz** qui m'ont initié à la pratique, et au **Docteur Patrice Debruyn** qui m'a apporté énormément par sa gentillesse et son ouverture d'esprit.
Amitiés sincères.

A Speedy, Unity et mes autres compagnons à quatre pattes, et bien sûr
A la plus noble conquête de l'homme.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES MATIERES	7
LISTE DES FIGURES	11
LISTE DES TABLEAUX.....	12
INTRODUCTION	13
I. L'ÉQUIPEMENT ENDOSCOPIQUE.....	15
A. Historique	15
1. Développement de l'endoscopie en médecine humaine	15
2. Application à la médecine vétérinaire.....	15
a) Utilisation de l'endoscope rigide.....	15
b) Développement de la fibroscopie.....	16
B. Principes de fonctionnement d'un fibroscope	16
1. Lois de réflexion et de réfraction de la lumière.....	17
2. Application pratique : le fibroscope.....	18
a) Conduction de la lumière par des fibres optiques	18
b) Agencement en faisceaux de fibres optiques.....	19
c) Système optique final constituant le fibroscope.....	20
α Le système optique.....	20
β Capacité d'agrandissement	21
χ Champ de vision.....	22
C. Les composants de l'équipement endoscopique	22
1. Le fibroscope	22
a) La poignée de commande	23
b) La sonde.....	24
α La gaine.....	24
β La partie optique.....	25
χ Le réseau mécanique	25
δ Le canal insufflateur ou gicleur.....	25
ϵ Le canal opérateur	25
ϕ La section terminale	26
c) Le cordon d'alimentation ou de raccordement.....	26
2. Le générateur de lumière	27
a) Les lampes	27
α Les lampes halogènes	27
β Les lampes à arc au xénon	27
b) Choix du générateur de lumière	28
c) Le système d'insufflation et rinçage	28
3. Le système d'aspiration	29
4. Les accessoires	29
a) Les pinces	29
b) Les guides	30
c) Les cathéters et les aiguilles	30
d) Les brosses cytologiques	30
e) Les instruments de chirurgie.....	30
5. La photographie.....	31
6. La vidéoendoscopie.....	32
a) Les avantages de la vidéoendoscopie.....	32
b) Principes de fonctionnement des vidéoendoscopes	32
c) Caméra externe associée à un fibroscope	33
α Description de l'équipement.....	33
β Inconvénients.....	34
d) Vidéoendoscopie électronique	34
α Caractéristiques techniques	34
β Particularités des vidéoendoscopes.....	34

χ	Du noir et blanc à la couleur.....	35
e)	Comparaison de la fibroscopie et de la vidéoendoscopie électronique.....	36
α	Avantages du vidéoendoscope électronique sur le fibroscope classique.....	36
β	Inconvénients du vidéoendoscope électronique sur le fibroscope classique.....	36
f)	Format du signal vidéo.....	36
g)	Les périphériques vidéo.....	37
α	Moniteurs.....	37
β	Magnétoscopes.....	37
χ	Imprimantes.....	37
δ	Matériel informatique.....	38
D.	Choix de l'équipement endoscopique en pratique vétérinaire équine.....	38
1.	Caractéristiques d'un endoscope destiné à l'exploration des premières voies respiratoires du cheval.....	39
2.	Les origines possibles de l'équipement endoscopique.....	39
a)	Endoscopes humains à usage vétérinaire.....	39
α	Gastrosopes.....	39
β	Colonoscopes.....	39
b)	Endoscopes spécifiquement vétérinaires.....	39
3.	Fibroscope ou vidéoendoscope électronique?.....	40
a)	Arguments en faveur de la fibroscopie.....	40
b)	Arguments en faveur de la vidéoendoscopie électronique.....	40
4.	Choix des périphériques.....	40
5.	Inspection d'un endoscope d'occasion.....	41
a)	Gaine de la sonde.....	41
b)	Fibres optiques.....	41
c)	Contrôle du béquillage.....	42
d)	Fonction rinçage et insufflation.....	42
e)	Canal opérateur.....	42
f)	Systèmes de lentille.....	42
II.	LES ETAPES DE LA REALISATION D'UN EXAMEN ENDOSCOPIQUE	45
A.	Vérification de l'endoscope.....	45
1.	Inspection avant chaque examen.....	45
2.	Réglage de l'intensité lumineuse.....	45
3.	Précautions à prendre lorsque la température extérieure est basse.....	46
4.	Que faire en cas de dysfonctionnement ?.....	46
a)	Le phénomène de Moiré.....	46
b)	Autres dysfonctionnements.....	46
B.	Préparation du patient	48
1.	Contention physique.....	48
2.	Utilisation de phéromones apaisantes.....	49
3.	Contention chimique.....	49
a)	Tranquillisation.....	49
α	Molécules.....	49
β	Conséquences de la tranquillisation.....	52
b)	Anesthésie générale.....	52
C.	La mise en œuvre de l'examen endoscopique	52
1.	Prise en main de l'appareil.....	52
a)	Comment tenir l'endoscope ?.....	52
b)	Les précautions à suivre.....	53
2.	Introduction de l'endoscope.....	53
3.	Procédure à respecter lors de l'examen des voies respiratoires supérieures du cheval.....	54
a)	Inspection du tractus respiratoire.....	54
b)	Prélèvements.....	54
α	Réalisation d'une biopsie sous contrôle endoscopique.....	54
β	Réalisation de prélèvements cytologiques sous contrôle endoscopique.....	55
4.	Incidents et complications.....	55
α	L'image devient floue au cours de l'examen.....	55
β	Lésions traumatiques.....	55
χ	Rétroflexion de l'endoscope.....	55

δ	Cas particulier de l'endoscopie des poches gutturales atteintes de mycose	56
D.	Entretien de l'équipement endoscopique	56
1.	Matériel d'entretien	56
a)	Le testeur d'étanchéité	56
b)	Brosses de nettoyage des canaux	57
c)	Kits de rinçage	57
2.	Procédure de nettoyage et désinfection de l'équipement endoscopique	58
a)	Le nettoyage	58
α	Pendant l'examen	58
β	Après chaque examen	58
b)	Désinfection et stérilisation	59
c)	Rinçage	60
d)	Séchage	60
e)	Exemple de procédure	61
3.	Rangement	61
III.	ASPECT ENDOSCOPIQUE DES STRUCTURES COMPOSANT LES VOIES	
	RESPIRATOIRES SUPERIEURES DU CHEVAL	63
A.	Indications de l'examen endoscopique des premières voies respiratoires	63
B.	Cavités nasales et sinus	64
1.	Rappels anatomiques	64
a)	Conformation	64
b)	Les cornets nasaux	65
α	Le cornet nasal dorsal	65
β	Le cornet nasal ventral	65
c)	Les méats	65
d)	La région ethmoïdienne	65
e)	Les sinus paranasaux	66
α	Le groupe conchal	66
β	Le groupe frontal	67
χ	Le groupe maxillaire	67
δ	Le sinus sphénoïdal	67
2.	Examen endoscopique des cavités nasales	68
a)	Méthode d'examen	68
b)	Observations	68
α	Cavités nasales	68
β	Sinus	69
C.	Pharynx et larynx	69
1.	Rappels anatomiques	69
a)	Le pharynx	69
α	Conformation externe	69
β	Conformation interne	70
b)	Le larynx	72
α	Structure du larynx	72
β	Rapports anatomiques du larynx	73
χ	Conformation intérieure	73
δ	La muqueuse	74
2.	Examen endoscopique du pharynx et du larynx réalisé au repos	74
a)	Méthode d'examen	74
b)	Inspection du pharynx	74
α	Examen du nasopharynx et du laryngopharynx	74
β	Examen de l'oropharynx	75
c)	Inspection du larynx	76
α	Structures accessibles à l'examen	76
β	Observations importantes	76
3.	Evaluation fonctionnelle du pharynx et du larynx	77
a)	Rappels de physiologie	77
α	La déglutition	77
β	Modifications physiologiques des voies respiratoires supérieures lors de l'effort	78

b)	Slap test.....	78
α	Réalisation	78
β	Interprétation	78
c)	Stimulation de la muqueuse.....	79
α	Evaluation du pharynx	79
β	Evaluation du larynx	79
d)	Test de déglutition.....	80
α	Réalisation	80
β	Interprétation	80
e)	Test d'occlusion des naseaux	80
α	Réalisation	80
β	Interprétation	81
f)	Autres méthodes permettant de provoquer une hyperventilation.....	81
α	Réalisation de l'examen endoscopique après un effort.....	81
β	Test au sac.....	81
χ	Hyperventilation chimique	82
g)	Interprétation des observations : deux exemples d'affections fréquentes	82
α	L'hémiplégie laryngée	82
β	Le déplacement dorsal du voile du palais (DDVP).....	84
4.	Examen endoscopique du pharynx et du larynx réalisé au cours de l'effort.....	85
a)	Equipement.....	85
b)	Protocole.....	86
c)	Intérêts.....	86
D.	Poches gutturales.....	87
1.	Rappels anatomiques.....	87
a)	Conformation du compartiment latéral.....	88
b)	Conformation du compartiment médial.....	88
α	Ses bords.....	89
β	Ses angles.....	89
χ	Ses faces.....	89
c)	Fonction des poches gutturales.....	90
2.	Examen endoscopique des poches gutturales.....	90
a)	Méthode de l'examen.....	90
b)	Observations.....	91
α	Inspection du compartiment latéral.....	91
β	Inspection du compartiment médial.....	92
χ	Inspection des trompes auditives.....	92
c)	Intérêts de l'endoscopie des poches gutturales.....	92
E.	Trachée et bronches.....	93
1.	Rappels anatomiques.....	93
a)	Dimensions	93
b)	Conformation externe de la trachée	93
c)	Conformation interne	94
2.	Examen endoscopique de la trachée et de la bifurcation trachéo-bronchique.....	94
a)	Méthode d'examen.....	94
b)	Observations	94
c)	Prélèvements.....	95
F.	Les limites de l'examen endoscopique des premières voies respiratoires du cheval.....	96
	CONCLUSION.....	97
	ANNEXE 1.....	99
	ANNEXE 2.....	100
	BIBLIOGRAPHIE.....	101

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Devenir d'un rayon lumineux incident (d'après Barlow, 1990).....	17
Figure 2 : Revêtement des fibres optiques (d'après Barlow, 1990).....	18
Figure 3 : Angle d'acceptation α_c d'une fibre optique (d'après Barlow, 1990).....	19
Figure 4 : Agencement des fibres optiques de façon cohérente (d'après Barlow, 1990).....	20
Figure 5 : Systèmes de lentille d'un fibroscope (d'après Barlow, 1990).....	20
Figure 6 : Schéma d'une coupe longitudinale de l'extrémité distale d'un fibroscope (d'après Barlow, 1990).....	21
Figure 7 : Agrandissement lié à l'objectif (d'après Barlow, 1990).....	21
Figure 8 : Schéma d'un fibroscope (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992).....	23
Figure 9 : Structure schématique de la sonde (d'après Barlow, 1990).....	24
Figure 10 : Réseau mécanique (d'après Barlow, 1990).....	25
Figure 12 : Connexion du fibroscope au générateur de lumière (d'après Storz, 2005).....	27
Figure 13 : Schéma d'un système d'insufflation et de rinçage (d'après Barlow, 1990).....	28
Figure 14 : Exemples de pinces proposées par la société Optomed.....	29
Figure 15 : Schéma d'une brosse cytologique (d'après Chamness, 2005).....	30
Figure 16 : Composition de l'équipement vidéoendoscopique (d'après Chamness, 2005).....	33
Figure 17 : Fonctionnement d'un vidéoendoscope électronique (d'après Barlow, 1990).....	35
Figure 18 : Câbles utilisés pour conduire le signal analogique vers un moniteur (d'après Chamness, 2005).....	37
Figure 19 : Exemple d'une méthode de contention physique (d'après Cook, 1970b).....	48
Figure 20 : Schémas montrant la mise en place correcte (A) ou incorrecte (B et C) du tord-nez pour permettre un passage dans la cavité nasale droite (d'après Cook, 1970b).....	49
Figure 21 : Prise en main de la poignée de commande (DH ENVL).....	53
Figure 22 : Testeur d'étanchéité (d'après Storz, 2005).....	57
Figure 23 : Brosse de nettoyage (DH ENVL).....	57
Figure 24 : Matériel de nettoyage (d'après Storz, 2005).....	58
Figure 26 : Schéma d'une coupe transversale des cavités nasales d'un cheval (d'après Barone, 1997).....	64
Figure 27 : Schéma d'une coupe sagittale des cavités nasales d'un cheval (d'après Barone, 1997).....	66
Figure 28 : Schéma des sinus d'un cheval (d'après Barone, 1997).....	67
Figure 29 : Schéma d'une coupe sagittale du pharynx d'un cheval (d'après Barone, 1997).....	70
Figure 30 : Schéma du pharynx d'un cheval après section de sa paroi dorsale et du voile du palais (d'après Barone, 1997).....	71
Figure 31 : Structure du larynx (d'après Barone, 1997).....	72
Figure 32 : Schéma de l'entrée du larynx (d'après Barone, 1997).....	73
Figure 33 : Schéma du Slap test (d'après Greet et al., 1980).....	79
Figure 35 : Hémiplégie laryngée gauche (DH ENVL).....	83
Figure 36 : Image endoscopique d'un DDVP (DH ENVL).....	84
Figure 37 : Schéma de la poche gutturale gauche d'un cheval (d'après Denoix, 1982).....	88
Figure 38 : Schéma de la face latérale de la poche gutturale gauche d'un cheval (d'après Denoix, 1982).....	89
Figure 39 : Schéma de la vue caudale de la poche gutturale gauche (d'après Denoix, 1982).....	90
Figure 40 : Schéma de la partie distale de la trachée d'un cheval (d'après Barone, 1997).....	93

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Critères de choix d'un endoscope d'occasion (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992 ; Slovis, 2004)	42
Tableau 2 : Principaux fabricants de matériel endoscopique disponible en France	43
Tableau 3 : Origines des dysfonctionnements du matériel endoscopique et conduites à tenir (d'après Barlow, 1990).....	47
Tableau 4 : Principales molécules utilisées pour la tranquillisation du cheval (d'après Walsh, 2003).....	50
Tableau 5 : Exemple de procédure de nettoyage de l'endoscope après examen (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992)	60
Tableau 6 : Indications de l'endoscopie de l'appareil respiratoire du cheval (d'après Cadoré, 1992).....	63
Tableau 7 : Gradation de la sévérité de l'hyperplasie lymphoïde pharyngée (Auer et al., 1985)	75
Tableau 8 : Définitions des termes utilisés pour décrire l'aspect endoscopique du larynx (d'après Robinson, 2003)	82
Tableau 9 : Système de grades appliqué à la fonction laryngée d'un cheval debout non tranquilisé (d'après Robinson, 2004)	83
Tableau 10 : Evaluation de la présence de mucus dans la trachée (d'après Robinson et al., 2003).....	95

INTRODUCTION

Le terme d'endoscopie provient du grec : « endon » signifie au-dedans et « skopos » est traduit comme regarder, observer (Delamarche et al., 1989) . L'endoscope est donc défini comme un instrument destiné à explorer l'intérieur d'une cavité. Au sens large, l'endoscopie peut être immédiate, ce qui correspond à l'observation à l'œil nu, ou médiate, c'est-à-dire utilisant un instrument (Lecoindre et Cadoré, 1992). Actuellement, on utilise le terme d'endoscopie dans le sens d'une technique instrumentale.

Cette technique a considérablement évolué au cours du siècle dernier. D'une part, le développement des fibres optiques a permis la fabrication d'endoscopes flexibles, rendant l'examen beaucoup plus sûr, pratique et abordable. D'autre part, les progrès considérables dans les domaines de l'informatique, de la photographie et de la vidéo, offrent de nos jours des possibilités particulièrement intéressantes pour l'acquisition, le stockage et le traitement des images.

La réalisation d'une endoscopie est actuellement un examen indispensable pour diagnostiquer un certain nombre d'anomalies structurelles ou fonctionnelles affectant les voies respiratoires du cheval. Pourtant, l'équipement endoscopique reste souvent mal connu, notamment concernant sa composition, son fonctionnement, son mode d'emploi et son entretien.

L'objectif de ce travail est tout d'abord pédagogique : il vise à donner les informations essentielles pour la réalisation d'une endoscopie des voies respiratoires supérieures du cheval, à travers la création d'un DVD interactif. L'étude aborde les voies respiratoires supérieures dans le sens sémiologique du terme, c'est-à-dire des cavités nasales à la bifurcation trachéo-bronchique, poches gutturales comprises. La bronchoscopie n'est pas traitée, essentiellement pour des raisons techniques tenant au matériel utilisé. Le matériel endoscopique est présenté ainsi que la technique et les étapes de l'examen des voies respiratoires du cheval. Des rappels anatomiques sont mis en parallèle avec les images endoscopiques normales des différentes structures examinées, ce qui permet d'établir un référentiel indispensable pour pouvoir déceler ensuite des anomalies. Le fascicule accompagnant le DVD est un document plus complet qui reprend en détail les thèmes abordés et développe certains aspects pratiques comme le choix du matériel d'endoscopie, les coûts...

Après une présentation de l'équipement, nous aborderons la méthode d'examen endoscopique des voies respiratoires supérieures du cheval, avant de détailler pour chaque étage les particularités techniques de la procédure et l'aspect endoscopique normal des structures. Quelques éléments de pathologie seront présentés.

I. L'ÉQUIPEMENT ENDOSCOPIQUE

A. Historique

1. Développement de l'endoscopie en médecine humaine

L'exploration de l'intérieur du corps humain a commencé dès l'antiquité grâce à des systèmes de spéculums combinés à des miroirs, le tout éclairé par la lumière de bougies ou de lampes à huile (Sircus, 2003). Ainsi, les phéniciens semblent avoir été les premiers à observer l'intérieur de l'urètre humain en utilisant un roseau évidé éclairé par la lumière d'une bougie (Flynn, 1984). Mais c'est au début du dix-neuvième siècle, grâce aux travaux de nombreux urologues, que se développe la technique de l'endoscopie, qui présentera trois périodes (Lecoindre et Cadoré, 1992) : celle de l'endoscope rigide (1807-1932), puis semi-flexible (1932-1957) et enfin celle de la fibroscopie ou endoscopie souple.

En 1806, Philippe Bozzini, médecin italien, réalise la première endoscopie à l'aide d'un spéculum de son invention. Le français Pierre-Salomon Segalas met au point en 1826 un spéculum composé de deux tubes, un pour examiner l'urètre, et l'autre permettant de transmettre la lumière (CLIN Paris-Nord, 2000). C'est en 1853 que le terme d'endoscopie a été proposé pour la première fois par un urologue parisien, Antonin Jean Désormeaux, qui crée, en collaboration avec Joseph Frédéric Charrière, le premier endoscope rigide appelé urétroscope (CLIN Paris-Nord, 2000). Rudolf Schindler invente, en 1932, le premier endoscope semi-rigide, en remplaçant le derniers tiers de l'appareil par une spirale flexible de bronze recouverte d'une gaine, ce qui permet d'explorer les différentes parties de l'estomac humain (Sircus, 2003). Enfin, Basil Hirschowitz présente en 1957 son prototype de fibroscope totalement flexible à l'American Gastroscopy Society, marquant ainsi le début de la fibroscopie (Barlow, 1990).

2. Application à la médecine vétérinaire

a) Utilisation de l'endoscope rigide

La première publication concernant l'utilisation de l'endoscopie sur des animaux domestiques remonte à 1871, lors d'expérimentations réalisées pour évaluer la fonction laryngée du chien (Traub-Dargatz et Brown, 1997). Chez le cheval, il faut attendre 1888, date à laquelle deux vétérinaires viennois, Polansky et Schindelka, publient leur étude sur l'anatomie des premières voies respiratoires du cheval en utilisant l'endoscopie (Cook, 1970a). Les vingt à trente années suivantes seront dominées par des publications allemandes, hongroises ou autrichiennes. L'introduction de l'endoscopie en médecine équine répondait à un besoin d'exploration des premières voies respiratoires. Les premiers endoscopes étaient rigides, d'où une difficulté évidente à introduire l'appareil dans le méat ventral, et fonctionnaient sur batterie, avec une source de lumière générant de la chaleur, ce qui limitait la durée de l'examen. De plus, le champ de vision était étroit (Johnson et al., 1978) et l'impossibilité de nettoyer l'appareil au cours de l'examen limitait les performances diagnostiques (Lane, 1987). Cependant, malgré une qualité optique rarement optimale, l'endoscopie s'impose peu à peu dans certaines cliniques autour des années 1919, et les connaissances sur l'appareil respiratoire du cheval progressent de jour en jour (Traub-Dargatz et Brown, 1997). Cook (1970a) décrit en détail les spécifications techniques de ces appareils et évoque déjà le principe de la fibroscopie, encore non disponible à l'usage vétérinaire à cette époque là.

b) Développement de la fibroscopie

Le principe de transmission de la lumière via des fibres optiques a été décrit pour la première fois dans les années 1600 par Christian Huygens mais il faut attendre 1928 pour voir les premières applications pratiques (Johnson et al., 1978). Cependant la qualité restant très faible jusque dans les années cinquante, les premières publications concernant l'utilisation de la fibroscopie en médecine vétérinaire apparaissent seulement dans les années soixante-dix. Cook (1974) souligne les qualités des fibroscopes par rapport aux endoscopes rigides : ils sont plus sûrs, plus faciles à utiliser, donnent de meilleures images...

Le développement des fibres optiques a donc permis la création d'endoscopes flexibles présentant des avantages incomparables (Lecoindre et Cadoré, 1992) :

- Ils sont souples et orientables, ce qui permet par exemple l'introduction dans le méat moyen pour une rhinoscopie plus complète, sans nécessiter d'anesthésie (Cook, 1974). L'utilisation est de ce fait moins dangereuse, à la fois pour l'opérateur et pour l'animal (Flynn, 1984).
- Le champ de vision est large, équivalent à quatre endoscopes rigides réglés sur un angle de vision différent (Cook, 1974).
- Les systèmes d'insufflation et rinçage permettent d'obtenir une meilleure image (Lane, 1987).
- Les possibilités de prélèvement, d'iconographie (photographique, cinémavisuelle et télévisuelle) sont aisées. En effet, il est alors possible d'adapter un appareil photographique à l'extrémité du fibroscope lors de la réalisation de l'examen sur animal vigile, alors que l'anesthésie était nécessaire lors de l'utilisation d'endoscopes rigides, pour une question de sécurité (Cook, 1974).

De plus, la découverte de sources lumineuses froides a permis de prolonger les temps d'examen (Slovis, 2004 ; Lamar, 1997). Enfin, la flexibilité, la diminution du diamètre et l'augmentation de la longueur du fibroscope comparé au rhinolaryngoscope rigide, permettent une meilleure tolérance du cheval et une exploration plus rapprochée des structures (Traub-Dargatz et Brown, 1997). L'utilisation de l'endoscope en routine s'est alors rapidement étendue, facilitée aussi par les avancées concernant la contention chimique du cheval.

La dernière avancée considérable a été le développement de la vidéoendoscopie, vers la fin des années quatre-vingt en médecine équine, ce qui a permis des progrès phénoménaux concernant la qualité des images ainsi que les possibilités d'analyse, de traitement et de stockage des données. Enfin, l'observation dynamique des voies respiratoires du cheval, au cours même d'un effort réalisé sur tapis roulant, est une technique qui se développe actuellement dans les centres de référence, permettant d'améliorer significativement l'évaluation du cheval contre-performant (Morris et Seeherman, 1991).

Après ces quelques éléments d'historique, il semble important de rappeler quelques principes fondamentaux de physique qui permettent de comprendre le fonctionnement d'un endoscope.

B. Principes de fonctionnement d'un fibroscope

En 1854, le professeur John Tyndall fit une démonstration impressionnante devant l'institution royale de Londres. Il prouva que la lumière, qui était supposée suivre une direction linéaire, pouvait être emprisonnée dans un milieu transparent, en l'occurrence un filet d'eau, et suivre une direction curviligne (Barlow, 1990). Son explication était que l'interface air/eau agissait comme un miroir, réfléchissant la lumière et l'emprisonnant ainsi

dans le courant d'eau. Ce n'est que plusieurs siècles plus tard que la réflexion interne trouva une application pratique à travers la transmission d'images via des fibres optiques. Pour comprendre ce phénomène, quelques lois fondamentales d'optique doivent être rappelées.

1. Lois de réflexion et de réfraction de la lumière

Le schéma suivant présente le devenir d'un rayon lumineux incident suivant un angle α qui rencontre une interface entre deux milieux différents (Barlow, 1990):

- la plus grande partie de la lumière traverse l'interface et est réfractée, le rayon lumineux suivant alors un angle α' ,
- l'autre partie est réfléchi, le rayon lumineux suivant le même angle α .

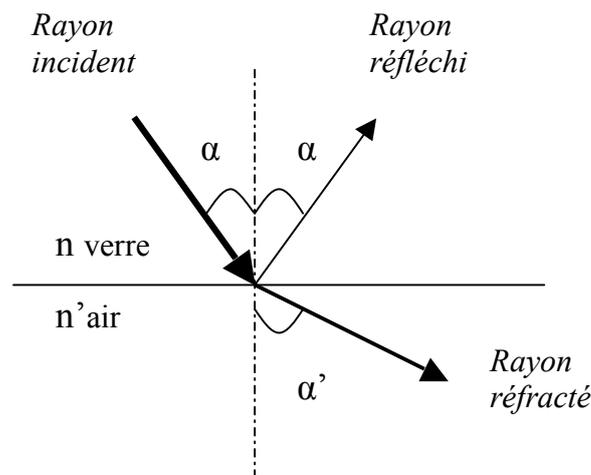


Figure 1 : Devenir d'un rayon lumineux incident (d'après Barlow, 1990)

Deux lois régissent ces phénomènes :

- l'angle d'incidence est égal à l'angle de réflexion.
- L'angle d'incidence α et l'angle de réfraction α' sont unis par la relation suivante : $n \sin \alpha = n' \sin \alpha'$
avec n et n' les indices de réfraction des milieux (ici respectivement du verre et de l'air)

L'indice de réfraction d'un milieu est fonction de la vitesse avec laquelle la lumière traverse ce milieu : il est de 1 pour l'air, et d'environ 1,5 à 1,8 pour le verre (Barlow, 1990). Ainsi, la lumière voyage plus rapidement dans l'air que dans le verre (Chamness, 2005). Il est intéressant de remarquer que lorsqu'un rayon incident traverse l'interface du verre vers l'air, l'angle du rayon réfracté est supérieur à celui du rayon incident. En augmentant progressivement l'angle du rayon incident, on aboutit à une situation où le rayon réfracté chemine parallèlement à l'interface (α' est alors égal à 90° , donc $\sin \alpha'$ est égal à 1). L'angle d'incidence est alors appelé angle critique (Barlow, 1990):

$$\sin \alpha_{\text{crit}} = n' \sin \alpha' / n$$

$$\sin \alpha_{\text{crit}} = n' / n$$

Cet angle critique est donc fonction des indices de réfraction des deux milieux. Si l'angle d'incidence est supérieur à cet angle critique, il résulte une condition unique appelée réflexion interne totale (Chamness, 2005). Toute la lumière subit alors une réflexion qui la renvoie dans le verre. Ce phénomène apparaît si un rayon lumineux traversant un milieu rencontre une interface avec un autre milieu dont l'indice de réfraction est inférieur.

2. Application pratique : le fibroscope

a) Conduction de la lumière par des fibres optiques

Le principal problème rencontré lors des premières tentatives d'application de ce phénomène était de conserver l'interface entre les deux milieux en parfait état (Barlow, 1990). En effet, dès que la surface du verre était endommagée ou contaminée par de la poussière ou des débris, ou dès que deux fibres se touchaient, les conditions nécessaires à la réflexion totale disparaissaient et la lumière fuyait à travers les parois des fibres. La solution a été de couvrir la surface externe des fibres avec du verre dont l'indice de réfraction est inférieur, l'interface entre les deux types de verre devenant alors responsable d'une réflexion totale. La figure 2 montre de quelle façon la lumière est piégée dans une fibre optique.

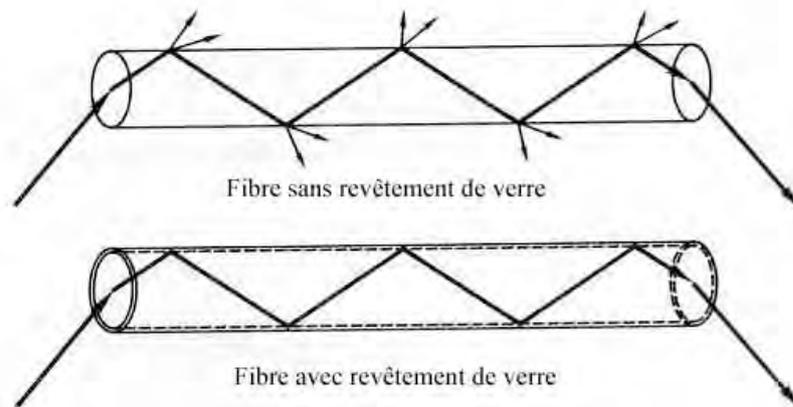


Figure 2 : Revêtement des fibres optiques (d'après Barlow, 1990)

Etant donné que pour qu'un rayon lumineux soit correctement transmis par la fibre de verre son angle d'incidence doit être supérieur à l'angle critique, il y a une limite dans la quantité de rayons pouvant être acheminés par chaque fibre. Chaque fibre est alors caractérisée par son angle d'acceptation α_c qui est fonction des indices de réfraction des types de verre utilisés et du milieu qui entoure la fibre, le plus souvent l'air. On définit habituellement l'ouverture numérique d'une fibre optique qui est égal à $\sin \alpha_c$ lorsque la fibre se trouve dans l'air (cf. figure 3). Sa valeur se limite généralement à 0,52 du fait des types de verre utilisés, ce qui correspond à un angle d'acceptation maximal de 31 degrés.

En pratique, la lumière qui entre suivant l'angle d'acceptation n'est pas transmise en intégralité du fait de plusieurs facteurs (Barlow, 1990) :

- Dispersion de la lumière au niveau de l'interface fibre/revêtement. Cette perte est inférieure à 1% et augmente pour les fibres longues et de petit diamètre.
- Absorption par le revêtement de verre. Les pertes sont alors proportionnelles à la longueur du chemin optique, qui dépend de la longueur de la fibre et du nombre de réflexions. Les pertes à chaque réflexion sont minimes, mais étant donné qu'il y a des milliers de réflexion par mètre, la perte de lumière peut devenir significative (Chamness, 2005).
- Réflexions non désirées, qui sont limitées par des revêtements anti-reflets,
- Pertes liées à l'assemblage des fibres optiques en faisceaux, puisque le revêtement des fibres et les espaces entre elles ne transmettent pas la lumière.

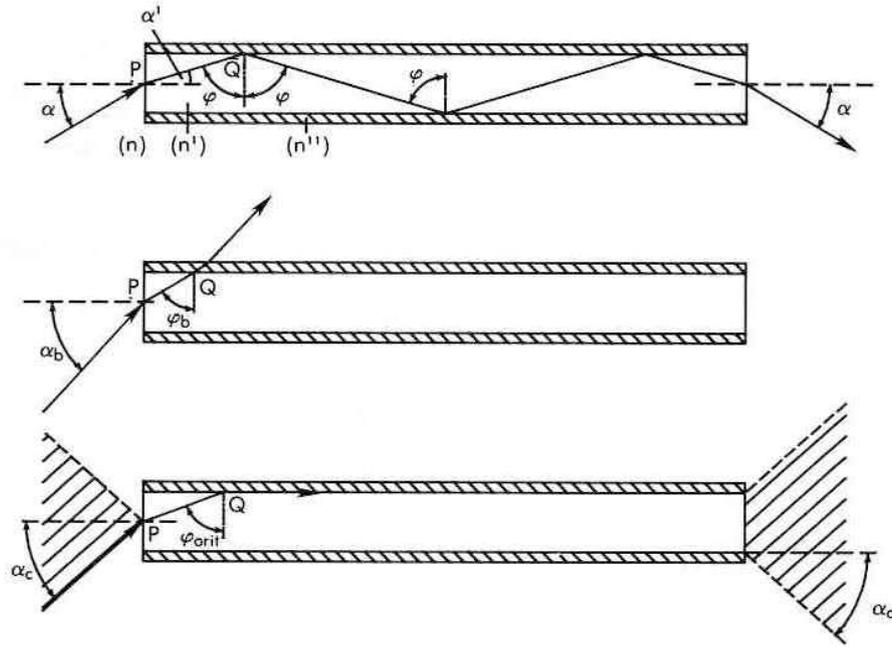


Figure 3 : Angle d'acceptation α_c d'une fibre optique (d'après Barlow, 1990)

b) Agencement en faisceaux de fibres optiques

Le système de la fibroscopie est basé sur la transmission de lumière grâce à de longues et fines fibres optiques. Des milliers de fibres optiques sont associées en faisceaux car une seule ne peut retransmettre une image en totalité (Lamar, 1997). Deux types de faisceaux sont présents dans un endoscope moderne. Certaines fibres conduisent la lumière et d'autres conduisent l'image :

- Le faisceau de fibres optiques conduisant l'image est constitué de 5000 à 40000 fibres, disposées de façon cohérente (cf. figure 4) : chaque fibre doit occuper la même position à chaque extrémité de l'endoscope pour éviter les distorsions sur l'image transmise (Cook, 1974). Ainsi, chaque fibre produit un petit point de lumière d'une certaine couleur et intensité, et l'œil intègre cet ensemble de points lumineux qui représente l'image originale (Barlow, 1990). La résolution de l'image transmise dépend du nombre de fibres optiques et de leur diamètre : plus elles sont nombreuses et petites, et meilleure sera la résolution finale. Les faisceaux de fibres optiques conduisant l'image sont composés en général de fibres de petit diamètre avec un revêtement très fin (Chamness, 2005). En pratique, les fibres classiquement utilisées ont un diamètre de $6 \mu\text{m}$ et sont entourées d'un revêtement d'une épaisseur de $1,5 \mu\text{m}$ (Barlow, 1990).

- Pour que le fibroscope puisse transmettre une image, celle-ci doit être éclairée par une lumière incidente. Dans les systèmes actuels, cette lumière est produite par un générateur externe et est ensuite transportée par des fibres optiques, ce qui présente l'avantage de fournir une lumière froide à l'intérieur de la cavité examinée (Flynn, 1984). Ces fibres optiques sont disposées au hasard, et non de façon cohérente (Cook, 1974). Chaque fibre est plus large, donc plus efficace pour transmettre la lumière, et moins onéreuse à fabriquer (Barlow, 1990).

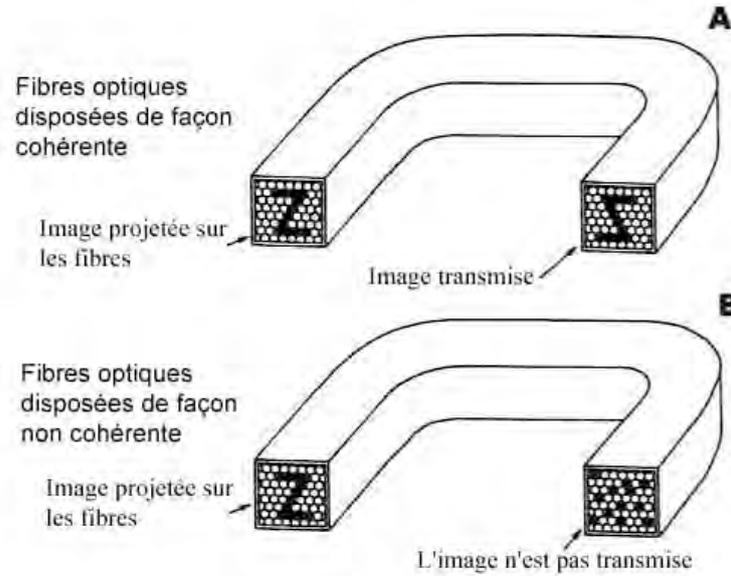


Figure 4 : Agencement des fibres optiques de façon cohérente (d'après Barlow, 1990)

c) Système optique final constituant le fibroscope

α Le système optique

En plus des fibres optiques, l'endoscope contient plusieurs systèmes de lentilles (Lamar, 1997). La lentille de l'objectif concentre l'image sur la face distale du faisceau de fibres optiques agencées de façon cohérente. Ce faisceau transmet l'image jusqu'à son extrémité proximale et la reproduit sur sa face proximale. Cependant cette image reproduite ne mesure que quelques millimètres et doit donc être agrandie par un autre système de lentilles: celui de l'oculaire.

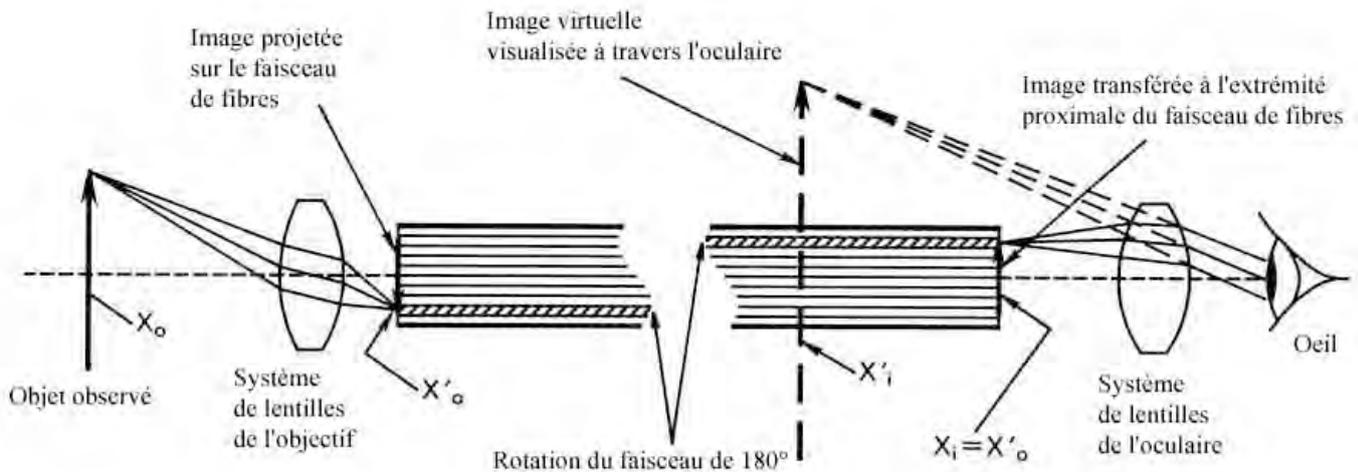


Figure 5 : Systèmes de lentille d'un fibroscope (d'après Barlow, 1990)

Ainsi, le système optique d'un fibroscope est relativement complexe puisqu'il associe trois systèmes de lentilles : celui de l'objectif, celui de l'oculaire et celui lié aux fibres conduisant la lumière (Barlow, 1990).

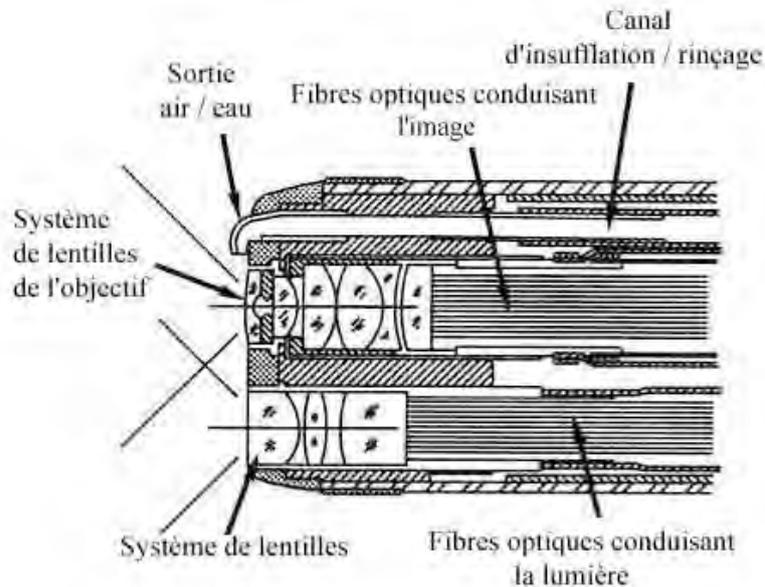


Figure 6 : Schéma d'une coupe longitudinale de l'extrémité distale d'un fibroscope (d'après Barlow, 1990)

β Capacité d'agrandissement

L'agrandissement final permis par le fibroscope dépend des deux systèmes :

- L'agrandissement lié à l'objectif, qui est fonction de la distance entre l'extrémité distale de l'endoscope et l'objet, celle-ci pouvant varier selon la profondeur de champ du système optique (typiquement comprise entre 3 et 10 mm).

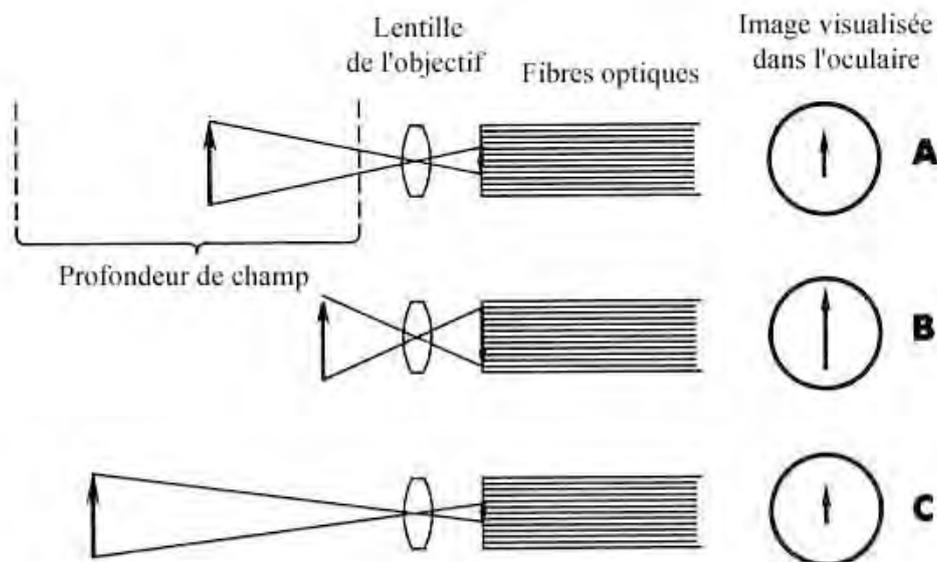


Figure 7 : Agrandissement lié à l'objectif (d'après Barlow, 1990)

- L'agrandissement lié à l'oculaire, qui est fixé et généralement compris entre x15 et x30. Un agrandissement trop important entraîne une diminution de la luminosité et laisse apparaître les fibres optiques, ce qui peut gêner l'observateur.

Ainsi, la taille globale de l'image est fonction du grossissement permis par l'oculaire alors que la taille relative des objets situés dans le champ de vision varie en fonction de la distance entre l'objet et l'objectif.

χ Champ de vision

Le champ de vision d'un fibroscope est variable : il était de 60 à 70 degrés pour les premiers endoscopes et atteint aujourd'hui 100 à 120 degrés (Barlow, 1990). Augmenter le champ de vision permet de visualiser des objets situés en périphérie mais ceci entraîne aussi une réduction de la taille des objets visualisés. Cet inconvénient peut être compensé par l'utilisation d'un oculaire autorisant un grossissement plus important.

Le fibroscope est l'élément essentiel du matériel endoscopique. Il est constitué essentiellement de milliers de fibres optiques miniaturisées, entourées chacune d'une gaine, et accolées de façon cohérente, permettant de retransmettre des images (Lecoindre et Cadoré, 1992). L'équipement endoscopique actuel ne se limite cependant pas à cet instrument. Etudions à présent ses différents composants.

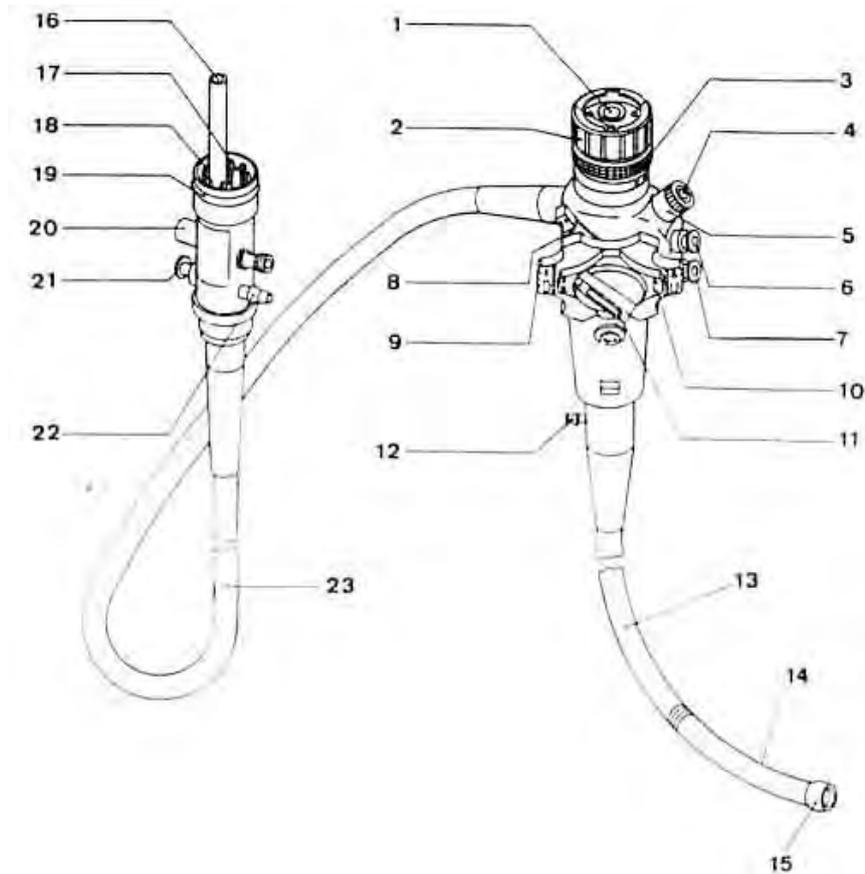
C. Les composants de l'équipement endoscopique

La conception de base d'un endoscope comporte en principe (Lecoindre et Cadoré, 1992) :

- Le fibroscope proprement dit (souvent dénommé le « tube »)
- Un générateur de lumière froide
- Un système de pompe (insufflation et rinçage)
- Un système d'aspiration.

1. Le fibroscope

Le fibroscope est l'élément de base de l'équipement endoscopique. Il est constitué essentiellement d'une poignée de commande, d'une sonde que l'on introduit dans la cavité à explorer, et d'un conduit d'alimentation relié aux autres systèmes (cf. figure 8). L'image retransmise est visualisée directement au niveau de l'extrémité proximale de l'endoscope, à travers l'oculaire, de sorte que ce qui est observé à gauche se trouve à droite de l'animal (Cadoré, 1992).



LEGENDE	
1. œilleton	12. source auxiliaire d'eau
2. baïonnette	13. sonde du fibroscope
3. bague de mise au point	14. section béquillage
4. valve de passage pour pince à biopsie	15. extrémité distale
5. canal opérateur	16. guide lumière
6. bouton d'aspiration	17. arrivée d'air
7. bouton d'insufflation/rinçage	18. connecteurs
8. blocage de la molette haut/bas	19. bague de fixation
9. molette de béquillage haut/bas	20. alimentation en eau
10. molette de béquillage droite/gauche	21. alimentation en gaz
11. blocage de la molette droite/gauche	22. sortie d'aspiration
	23. cordon de raccordement

Figure 8 : Schéma d'un fibroscope (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992)

a) La poignée de commande

Elle comprend différents éléments (Lecoindre et Cadoré, 1992) :

- Une bague de réglage, située sous l'oculaire, permettant une mise au point rapide. Il est intéressant de noter que la plupart des oculaires sont en métal et peuvent parfois rayer les lunettes de l'opérateur lors de contacts répétés. On conseille alors de mettre en place une protection en gomme ou en plastique pour éviter de tels contacts (Flynn, 1984).

- Deux molettes de commande qui contrôlent le béquillage de l'extrémité de la sonde dans deux plans orthogonaux : la molette externe dirige l'inflexion droite/gauche, la molette interne dirige l'inflexion haut/bas. Il est possible de bloquer les molettes dans

une position, ce qui permet à l'opérateur de les relâcher tout en maintenant la direction souhaitée (Lamar, 1997). Pour éviter d'endommager l'endoscope, il faut veiller à ne pas forcer par inadvertance sur les molettes alors qu'elles sont bloquées dans une position (Chamness, 2005).

- Le piston distal, généralement de couleur rouge, permet l'insufflation d'air ou de liquide. L'air est insufflé en posant le doigt sur la valve, alors qu'il faut appuyer plus fortement pour injecter du liquide.
- Le piston proximal, généralement de couleur bleue, commande l'aspiration.
- L'ouverture du canal à instruments, protégée par un capuchon qui, une fois en place, empêche l'entrée ou la sortie d'air ou d'eau dans le canal. Ceci est particulièrement important pour le bon fonctionnement du système d'aspiration. Une petite perforation spécialement aménagée dans le capuchon peut permettre le passage d'instruments tout en maintenant l'étanchéité (Chamness, 2005).

b) La sonde

La sonde est la partie du fibroscope que l'on introduit dans la cavité à explorer. Même si cette structure a l'air particulièrement simple vue de l'extérieur, sa conception est en réalité relativement complexe (cf. figure 9).

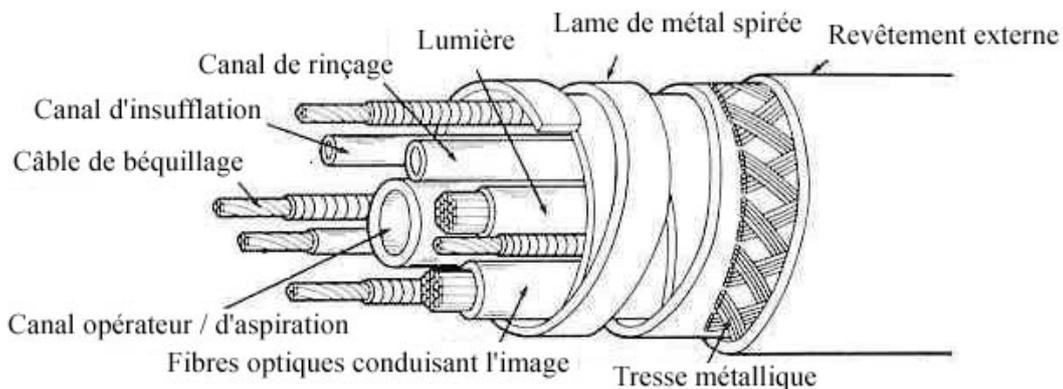


Figure 9 : Structure schématique de la sonde (d'après Barlow, 1990)

Elle présente une certaine flexibilité qui diminue vers la poignée de contrôle, et comporte différents éléments (Lamar, 1997) :

α La gaine

La gaine de la sonde est constituée, de l'intérieur vers l'extérieur, d'une lame de métal spirée, d'une tresse métallique fine et d'un revêtement externe en résine synthétique (Lecoindre et Cadoré, 1992). La fine tresse métallique protège le revêtement externe du risque de coupures lié aux bords acérés de la lame de métal (Barlow, 1990). La souplesse est variable en fonction de l'organe visé et la plupart des fibroscopes présentent en plus deux niveaux de flexibilité, la partie distale étant la plus flexible, ce qui améliore les performances lors de la manipulation (Barlow, 1990). Cette gaine donne à la sonde sa forme ronde, protège les délicates structures internes des attaques du milieu extérieur (eau, désinfectants...) et empêche l'étirement ou l'entortillement des composants (Lamar, 1997).

β La partie optique

La partie optique de la sonde comporte deux types de faisceaux : l'un servant à conduire la lumière vers l'extrémité distale, l'autre à conduire les images vers l'extrémité proximale. Excepté pour les petits modèles, la plupart des endoscopes contiennent deux faisceaux de fibres optiques conduisant la lumière et un seul faisceau de fibres optiques conduisant l'image (Lamar 1997). Le diamètre de ce dernier varie de 0,5 à 3 mm, en fonction de la place disponible au niveau de la partie distale de l'endoscope (Barlow, 1990). Il est constitué de 5000 à 40 000 fibres optiques (Lamar, 1997), chacune étant plus fine qu'un cheveu humain (Flynn, 1984). Les endoscopes les plus larges, c'est-à-dire les colonoscopes, ont des faisceaux de fibres optiques d'un diamètre plus important, et produisent par conséquent une image de meilleure qualité.

χ Le réseau mécanique

Quatre câbles de béquillage, reliés aux mollettes de la poignée de contrôle, permettent de mobiliser l'extrémité distale de la sonde (Lecoindre et Cadoré, 1992).

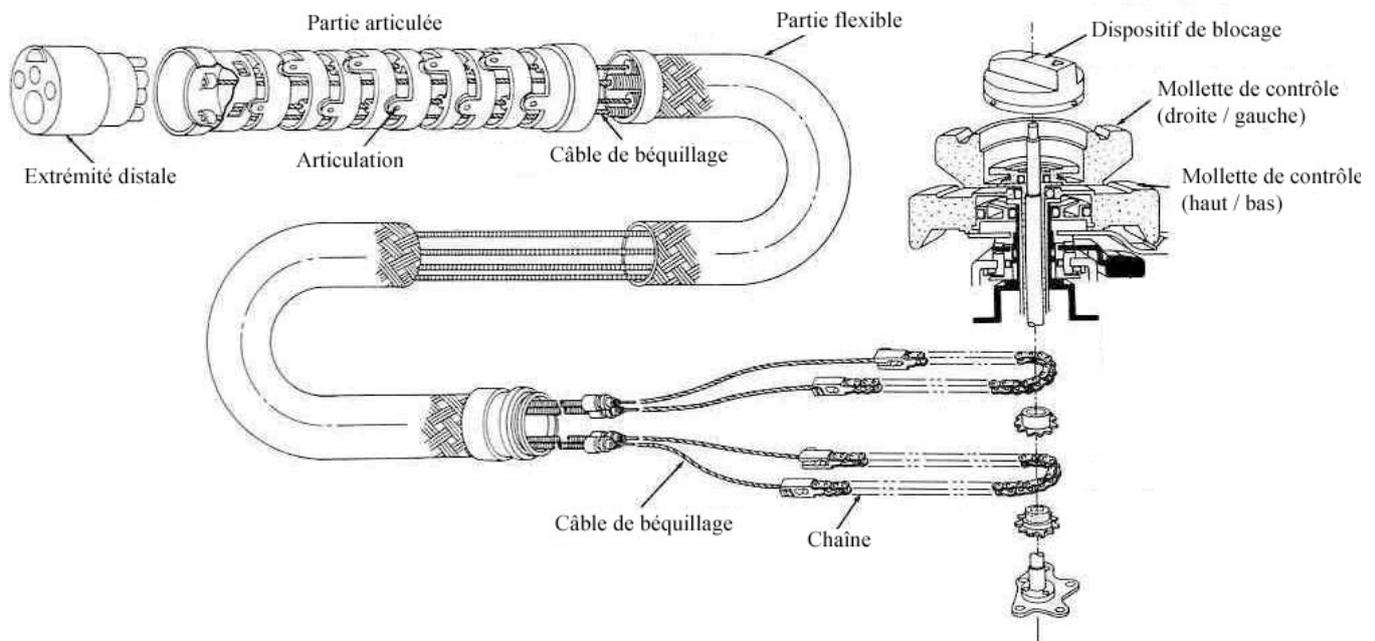


Figure 10 : Réseau mécanique (d'après Barlow, 1990)

δ Le canal insufflateur ou gicleur

En général, un seul canal conduit de l'eau ou de l'air vers l'extrémité distale de la sonde (mais il existe des endoscopes avec deux canaux différents). Son diamètre étant très faible, il faut veiller à qu'il ne soit pas obstrué par des impuretés contenues dans l'eau (Flynn, 1984). L'air est utilisé surtout en endoscopie digestive pour distendre certaines structures. Mais cette fonction d'insufflation et rinçage est aussi très utile en endoscopie respiratoire pour chasser l'eau après rinçage de l'objectif au cours de l'examen, manipulation essentielle pour éviter qu'il ne soit couvert de sécrétions (Lamar, 1997).

ϵ Le canal opérateur

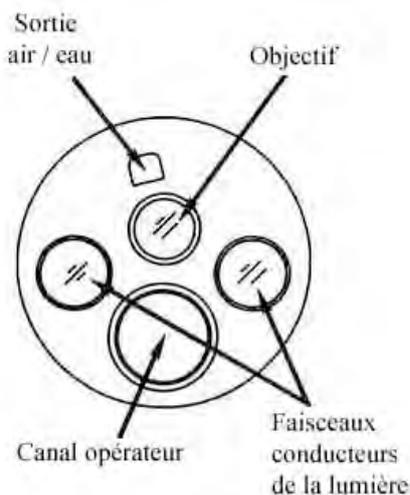
Le canal opérateur permet le passage d'instruments (pinces à biopsie, brosses, cathéters...) et sert également à l'aspiration (Orsini, 1992). Plus le canal est large, plus de nombreux instruments peuvent être utilisés, par exemple des pinces à biopsie à larges mors

permettant de prélever des échantillons représentatifs, ou de larges pinces permettant de retirer des corps étrangers (Chamness, 2005).

L'aspiration est permise en connectant le cordon d'alimentation à un système externe, tel qu'un aspirateur chirurgical. La dépression de la valve correspondante au niveau de la poignée de contrôle permettra l'évacuation des fluides à travers le canal opérateur puis à travers un canal du cordon d'alimentation jusqu'à un récipient collecteur (Barlow, 1990).

φ La section terminale

Elle est composée d'une juxtaposition de petits éléments articulés entre eux, chacun comportant quatre systèmes d'articulation qui permettent des mouvements dans toutes les directions (Lamar, 1997). Les possibilités d'angulation sont généralement les suivantes (Storz, 2004) :



- 120° gauche/droite
- 180° vers le haut, 100 à 160° vers le bas.

A son niveau se trouvent l'ouverture du canal à instrument, le plus large ; l'ouverture du canal d'insufflation / rinçage ; et les systèmes de lentille de l'objectif et des faisceaux de fibres optiques conduisant la lumière (Chamness, 2005).

Figure 11 : Extrémité distale de la sonde (d'après Barlow, 1990)

c) Le cordon d'alimentation ou de raccordement

Il s'agit d'un tube en néoprène qui relie la poignée de commande au générateur de lumière et abrite des liaisons optiques, mécaniques et électroniques. Il faut veiller à ne pas trop courber cette section afin de ne pas endommager les composants, notamment les fibres optiques qui risquent de se cogner les unes contre les autres et de se briser (Flynn, 1984). Le cordon de raccordement se termine par la fiche d'alimentation, qui comporte à son extrémité le guide lumineux et la canalisation d'air que l'on connecte au générateur de lumière. Trois connecteurs (cf. figure 12 et annexe 1) sont situés à sa périphérie (Chamness, 2005):

- un peut être relié au système d'aspiration,
- un est relié au flacon de liquide de rinçage, qui contient habituellement de l'eau,
- un peut être relié au testeur de fuite. Ce port est protégé par un capuchon dont le rôle est d'égaliser les pressions entre le milieu externe et l'intérieur de l'endoscope. Il est nécessaire seulement dans des circonstances bien particulières, comme durant une stérilisation par du gaz, mais il ne doit jamais être attaché lorsque l'endoscope est immergé dans des fluides car ceci risquerait de causer des fuites (Chamness, 2005).
- On trouve aussi parfois l'ouverture d'un canal relié au canal opérateur, permettant de pratiquer manuellement un lavage, une irrigation ou un rinçage sous pression après utilisation (Lecoindre et Cadoré, 1992).

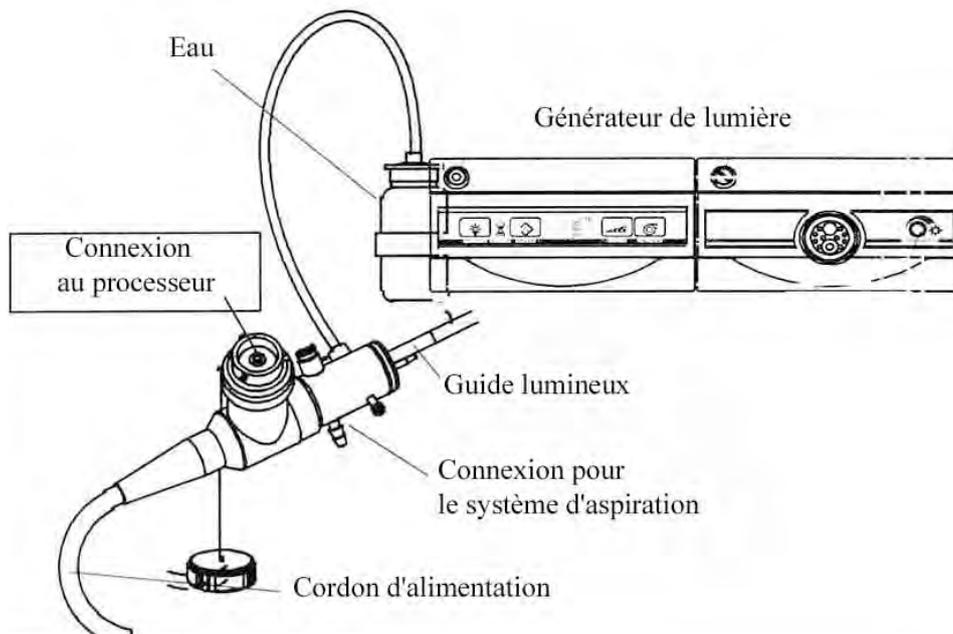


Figure 12 : Connexion du fibroscope au générateur de lumière (d'après Storz, 2005)

2. Le générateur de lumière

a) Les lampes

La source lumineuse a considérablement évolué au cours des progrès réalisés dans le domaine de l'endoscopie. Initialement constituée par la réflexion de la lumière du soleil ou de bougies, puis par de petites lampes situées à l'extrémité de l'endoscope, on utilise aujourd'hui des générateurs externes connectés à des fibres optiques qui conduisent la lumière (Barlow, 1990). Ces générateurs assurent la production d'une lumière froide dont l'intensité est réglable. On distingue trois types de lampes (Lecoindre et Cadoré, 1992).

α Les lampes halogènes.

Ce sont les plus utilisées en pratique ambulatoire, du fait de leur légèreté et de leur faible coût (Burns, 2004). Elles équipent les générateurs standards de 12 à 15 volts et 100 à 150 watts (Lecoindre et Cadoré, 1992). Leur durée de vie est d'environ 50 heures pour un prix autour de 15 euros.

β Les lampes à arc au xénon

Celles-ci produisent une lumière de haute intensité (plus de deux fois supérieure à une lampe halogène) et de meilleure qualité, c'est-à-dire plus blanche, proche de la lumière du jour (Lamar, 1997). Cette qualité lumineuse permet de reproduire plus fidèlement la couleur des tissus vivants (Chamness, 2005). De plus, une haute intensité lumineuse est nécessaire lorsqu'on utilise la vidéoendoscopie (Burns, 2004). Le coût d'une lampe au Xénon est d'environ 300 euros (Optomed, communication personnelle) pour une durée de vie de 500 heures, ce qui est bien supérieure aux lampes halogènes (Lamar, 1997). Elles peuvent présenter de plus des équipements intéressants pour optimiser l'illumination de l'image destinée à être photographiée ou enregistrée, tels que des systèmes d'exposition automatique, un contrôle automatique de la luminosité, des flashes (Barlow, 1990). Ceci permet d'éviter

d'enregistrer une image trop blanche si la lumière est trop intense, ou au contraire trop sombre par manque de luminosité (Burns, 2004).

b) Choix du générateur de lumière

Un nombre important de modèles est disponible avec une variété d'options, comme une lampe de secours, des filtres pour améliorer la qualité des photographies, un ajustement automatique des paramètres d'exposition, une pression d'air réglable (Barlow, 1990). Le choix du générateur de lumière dépend de l'utilisation souhaitée, des possibilités économiques, de la présence ou non d'une pompe air/eau, et des préférences personnelles (Lamar, 1997). Il faut compter environ 1200 euros pour un générateur de lumière halogène avec insufflation (Optomed, 2005).

c) Le système d'insufflation et rinçage

Le système d'insufflation et rinçage est habituellement renfermé dans le générateur de lumière (Orsini, 1992). Grâce à une pompe située dans le générateur, l'air est envoyé dans un des canaux du cordon d'alimentation jusqu'à la valve de la poignée de contrôle (Barlow, 1990). Un trou à ce niveau est à l'origine d'un flux d'air constant sortant de la valve. L'opérateur envoie l'air dans le patient simplement en couvrant ce trou avec son doigt.

Le liquide de rinçage, habituellement de l'eau, est contenu dans un flacon attaché sur un côté du générateur (cf. figure 13). Il est pressurisé du fait de l'action de la pompe et s'engage alors dans un canal du cordon d'alimentation jusqu'à la même valve. La dépression de cette valve permet au liquide d'atteindre le canal de rinçage (Barlow, 1990).

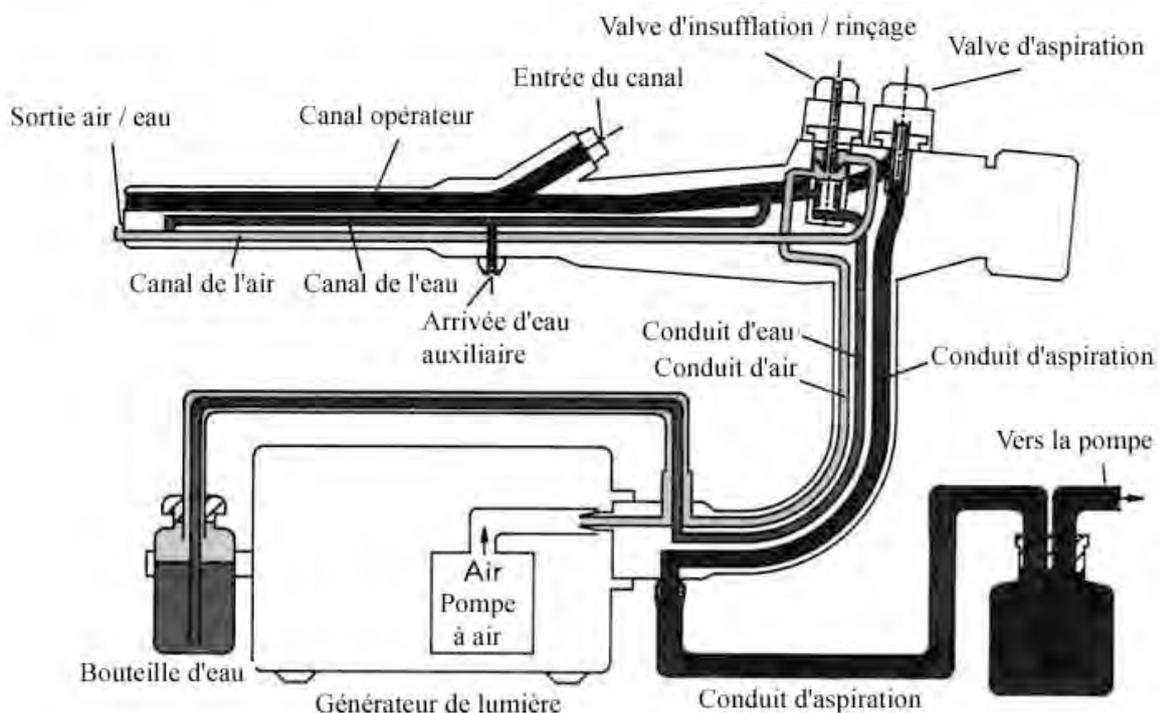


Figure 13 : Schéma d'un système d'insufflation et de rinçage (d'après Barlow, 1990)

3. Le système d'aspiration

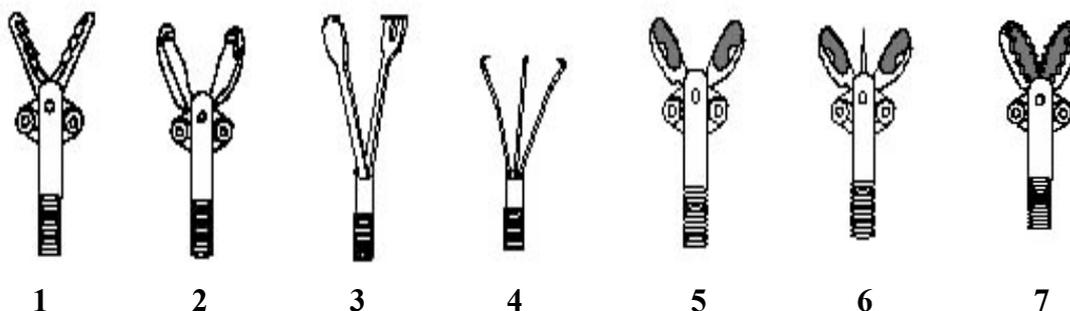
Ce système d'aspiration est généralement vendu à part, de sorte que tout système assez puissant peut être utilisé en endoscopie, comme un aspirateur chirurgical par exemple (Lecoindre et Cadoré, 1992). Relié au cordon d'alimentation sur la sortie d'aspiration, il permet de récupérer des sécrétions.

4. Les accessoires

De très nombreux accessoires sont disponibles, les plus communs étant les pinces à biopsie, les brosses cytologiques, les pinces à corps étranger, les anses de polypectomie, les électrodes de coagulation, les aiguilles d'aspiration ou d'injection (Chamness, 2005)...

a) Les pinces

C'est un matériel annexe indispensable (Lecoindre et Cadoré, 1992). De très nombreux modèles existent comme le montre la figure 14. Les pinces à biopsie sont utilisées pour prélever des échantillons destinés à un examen histologique. La taille des pinces est probablement le point critique, car la taille des échantillons prélevés est proportionnelle à la taille des mors de la pince (Chamness, 2005). A noter que ce matériel d'une extrême précision doit être manipulé avec précaution et entretenu correctement, le coût d'une pince à biopsie atteignant facilement 350 euros (Optomed, communication personnelle). D'autres pinces peuvent permettre de retirer des corps étrangers (Lamar, 1997), les plus classiques sont les pinces à dents de souris ou les pinces dites crocodiles.



	Type de pince	Diamètre (mm)	Longueur (cm)
1	Pince à corps étranger, mors alligators	1 à 2,3	50 à 200
2	Pince à corps étranger, mors dent de rat	1,8 à 2,3	50 à 350
3	Pince à corps étranger fourchette	1,8 à 2,3	170 à 230
4	Pince tripode à griffes	1,8 à 2,3	170
5	Pince à biopsie, cuillères ovales fenestrées	1 à 2,3	50 à 230
6	Pince à biopsie, cuillères ovales fenestrées avec aiguille	1,8 à 2,3	130 à 350
7	Pince à biopsie, cuillères ovales dentées	1,8 à 2,3	130 à 230

Figure 14 : Exemples de pinces proposées par la société Optomed

b) Les guides

Des guides spéciaux peuvent être utilisés pour faciliter l'introduction de l'endoscope lors de l'exploration des poches gutturales (Burns, 2004). La technique sera développée dans le chapitre traitant de l'examen endoscopique des poches gutturales.

c) Les cathéters et les aiguilles

Différents types de cathéters sont proposés pour irriguer ou aspirer des fluides. Certains permettent de collecter des échantillons de façon stérile (système double), d'autres plus simples peuvent être utilisés pour délivrer un traitement localement, pour réaliser des lavages des poches gutturales, ou pour prélever des sécrétions (Burns, 2004). Ces cathéters simples sont disponibles dans le commerce ou peuvent être fabriqués simplement en utilisant un tube de polyéthylène de taille appropriée connecté à une aiguille épointée (Lamar, 1997). On peut habituellement se procurer deux tailles : 1,8 ou 2,4 mm pour une longueur de 220 cm (Burns, 2004). Des cathéters munis d'aiguille à leur extrémité sont utiles pour injecter un hématome ethmoïdal, des tumeurs, lors de sclérothérapie ou pour prélever des abcès. Les cathéters doubles sont plus onéreux mais l'échantillon, collecté de manière stérile, peut être soumis à un examen bactériologique. Utilisé correctement, ce système peut remplacer l'aspiration transtrachéale, procédure plus invasive (Lamar, 1997).

d) Les brosses cytologiques

Des brosses spéciales permettent de prélever des cellules superficielles tapissant les cavités pour réaliser un étalement destiné à un examen cytologique (Lecoindre et Cadoré, 1992). Certaines brosses sont protégées dans un étui qui permet d'éviter la perte de matériel liée aux frottements avec le canal opérateur lors du retrait de la brosse (cf. figure 15).

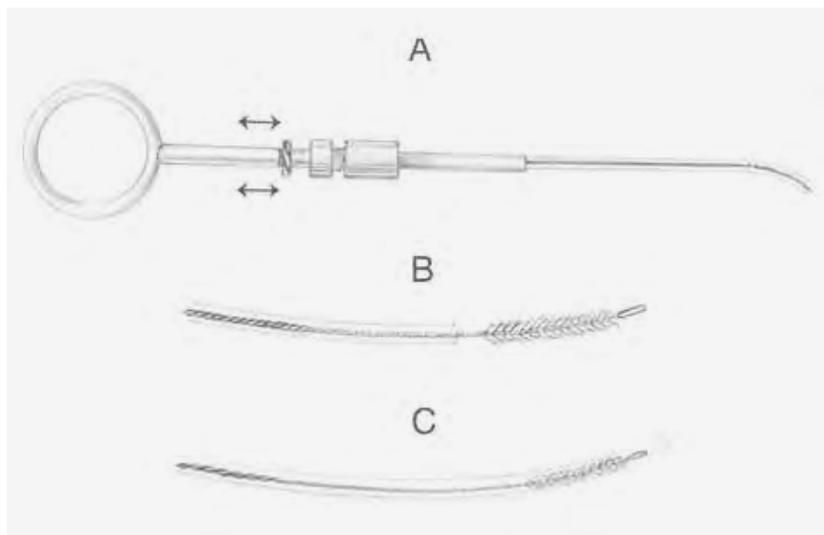


Figure 15 : Schéma d'une brosse cytologique (d'après Chamness, 2005)

e) Les instruments de chirurgie

Des instruments d'électrochirurgie (électrodes de coagulation, anses diathermiques...), permettant la cautérisation ou la polypectomie, peuvent être utilisés à travers le canal

opérateur (Lamar, 1997). Des systèmes de sécurité ont été développés pour éviter les accidents (Lamar, 1997) : cordon de sécurité qui conduit les fuites de courant à l'unité, un système d'alerte en cas de connexions inappropriées, une extinction automatique si le courant est excessif... Il est aussi possible d'introduire des sondes laser, souples, dans le canal opérateur. L'endoscopie présente ainsi non seulement un intérêt diagnostique mais aussi thérapeutique (Cadoré, 1992).

Nous avons présenté l'équipement endoscopique de base, constitué du fibroscope et de ses accessoires, du générateur de lumière, et éventuellement d'un système d'aspiration. Actuellement, cet équipement est souvent complété par du matériel d'iconographie permettant l'exportation et la sauvegarde des images. Celle-ci est essentielle pour l'enseignement mais aussi pour l'échange d'informations entre vétérinaires ou entre vétérinaires et propriétaires, et pour le suivi de certaines affections (Lecoindre et Cadoré, 1992). Les progrès considérables dans le domaine de l'informatique et de l'audiovisuel (appareils photographiques, caméras, sources lumineuses...) permettent aujourd'hui de constituer d'intéressantes bases de données.

5. La photographie

Les cinq composants essentiels pour la photographie, en utilisant un fibroscope classique, sont (Morgan, 1990):

- le fibroscope, comme décrit précédemment,
- la source de lumière, constituée d'une lampe halogène ou d'une lampe au xénon. Elle peut être plus ou moins sophistiquée, certaines étant équipées d'un système de contrôle automatique des paramètres d'exposition, d'autres pouvant produire des éclairs de flash dont la durée est intégrée automatiquement (Lamar 1997).
- l'appareil photographique. Plusieurs modèles sont proposés par les fabricants, de 35 ou 110 mm ainsi que des polaroids.
- l'adaptateur est nécessaire pour attacher l'appareil au fibroscope, des caractéristiques variables autorisent plusieurs niveaux de grossissement.
- le film approprié. La vitesse du film est importante à considérer, elle est indiquée par le nombre ISO, lié à la sensibilité du film. Plus le nombre ISO est élevé (« film rapide »), plus la sensibilité est élevée. En l'absence de système de flash, il faut utiliser des pellicules très sensibles (200 à 600 ISO) voire spécialement conçues pour un éclairage artificiel (Lecoindre et Cadoré, 1992). De plus, deux types de film sont disponibles : les films transparents ou les négatifs, ces derniers étant plus largement utilisés car ils sont plus tolérants à des problèmes d'exposition.

La plupart des problèmes rencontrés lors de photographies sont liés au système de contrôle automatique de la source lumineuse. Un index d'exposition doit être réglé en fonction du type d'instrument utilisé et du nombre ISO du film. De nombreux contacts électroniques sont mis en place entre l'appareil photographique, l'adaptateur, le fibroscope, la source lumineuse... Tous ces contacts doivent être maintenus propres, secs et parfaitement alignés pour permettre un fonctionnement correct. J'invite le lecteur à se référer aux conseils techniques de S. Jan Morgan (1990) au sujet du choix et de la manipulation d'un équipement photographique adapté à un fibroscope classique. Ces considérations ne seront pas développées ici du fait de l'utilisation de la vidéoendoscopie lors des examens réalisés à au Département Hippique de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon (DH ENVL).

6. La vidéoendoscopie

La vidéoendoscopie est une technique relativement récente qui consiste à numériser l'image et à la projeter sur un écran de télévision. Elle a permis des progrès considérables dans l'acquisition, le stockage, l'analyse et le traitement des images (Lecoindre et Cadoré, 1992).

a) Les avantages de la vidéoendoscopie

La visualisation de l'examen sur un écran permet une observation plus minutieuse qu'à travers un oculaire (Galley, 1991). La procédure est plus agréable pour l'opérateur qui n'a pas à courber la nuque et à fermer un œil, et qui ne risque pas de recevoir du liquide provenant du patient puisque son visage ne reste plus juste à côté de l'ouverture des canaux (Chamness, 2005). De plus, cela crée une atmosphère d'équipe puisque plusieurs personnes peuvent assister à la procédure (étudiants, propriétaire, entraîneur...).

La possibilité de revoir l'enregistrement au ralenti, avec des arrêts sur image, est particulièrement intéressante, par exemple lors d'endoscopies effectuées pendant un effort, et peut devenir indispensable pour le diagnostic de certaines affections fonctionnelles (Cadoré, 1992). Des évaluations morphométriques assistées par ordinateur sont aujourd'hui disponibles pour apprécier objectivement les mouvements du larynx par exemple (Hackett et al., 1991).

De plus, tous les examens endoscopiques peuvent être enregistrés avec la date et le nom du patient, ce qui permet de comparer des examens ou de juger de l'évolution sur un même patient. Cela facilite la documentation, les manipulations et le partage d'images et de films entre des confrères ou avec les clients (Barthel, 2005).

Enfin, il devient possible de réaliser des procédures chirurgicales avec contrôle vidéoendoscopique (Galley, 1991).

b) Principes de fonctionnement des vidéoendoscopes

Les premiers équipements de vidéoendoscopie ont été commercialisés vers 1983 (Parente, 2002). Ils reposent sur le dispositif du Charge Coupled Device (CCD), système de transfert de charge inventé en 1969 par Willard Boyle et George Smith (Belgnaoui, 2005). Cette technologie exploite les propriétés photoélectriques de l'oxyde de silicium en transformant l'énergie des photons incidents en énergie électrique. Le capteur CCD est donc une mémoire électronique qui peut être chargée par la lumière. Il est constitué de nombreuses unités photosensibles, les pixels. Le nombre d'électrons produits par chaque pixel dépend de l'intensité lumineuse avec laquelle il est éclairé (Lamar, 1997). Les progrès dans ce domaine ont été fulgurants, et la demande croissante, notamment dans l'industrie aérospatiale, a permis un développement important autorisant l'accès à ces techniques aux praticiens (Galley, 1991).

Il existe deux systèmes d'imagerie vidéo (Galley, 1991 ; Lamar, 1997) : le premier correspond à un fibroscope sur lequel est fixée une caméra externe, le second correspond au vidéoendoscope au sens strict, communément nommé vidéoendoscope électronique (Lecoindre et Cadoré, 1992). Dans le cas du fibroscope, l'image reçue au niveau de l'oculaire est conduite par les fibres optiques dans la sonde sous forme de lumière, alors que dans le cas des vidéoendoscopes au sens strict, l'image est conduite sous forme électronique (Galley, 1991).

c) Caméra externe associée à un fibroscope

La combinaison d'un fibroscope et d'une caméra externe permet aujourd'hui aux praticiens de s'équiper d'un matériel de vidéoendoscopie portable et abordable, non plus réservé aux seuls centres de référence (Galley, 1991).

α Description de l'équipement

◆ La caméra

Une caméra vidéo (type monotube) peut être branchée à l'oculaire grâce à un adaptateur, puis on la relie à un processeur qui analyse l'image et l'envoie à un moniteur, ce qui permet de la visualiser sur un écran (cf. figure 16).

La caméra doit être de petite taille, de haute résolution mais n'est pas nécessairement issue du même fabricant que le fibroscope (Galley, 1991). L'image transportée par le faisceau de fibres optiques et le système de lentilles de l'endoscope est projetée sur la surface photoconductrice du tube de la caméra. Le revêtement de cette surface présente une certaine résistance électrique quand il est exposé à la lumière, ce qui correspond au principe énoncé plus haut du CCD. Un circuit mesure alors la conductivité électrique, ce qui permet de convertir l'image en un signal électronique, qui est transmis à l'unité de contrôle de la caméra (Lamar, 1997). Les composants rouge, vert, bleu sont transmis sous forme d'un signal qui est ensuite décodé par le moniteur vidéo : l'image visualisée sur le moniteur est composée de milliers de points rouges, verts, bleus qui reproduisent l'image originale (Lamar, 1997). La plupart des nouvelles caméras utilisent un CCD de plus en plus petit, ce qui leur confère une légèreté facilitant la manipulation de l'équipement (Burns, 2004). Il faut compter environ 6 500 euros pour une caméra neuve (Optomed, communication personnelle).

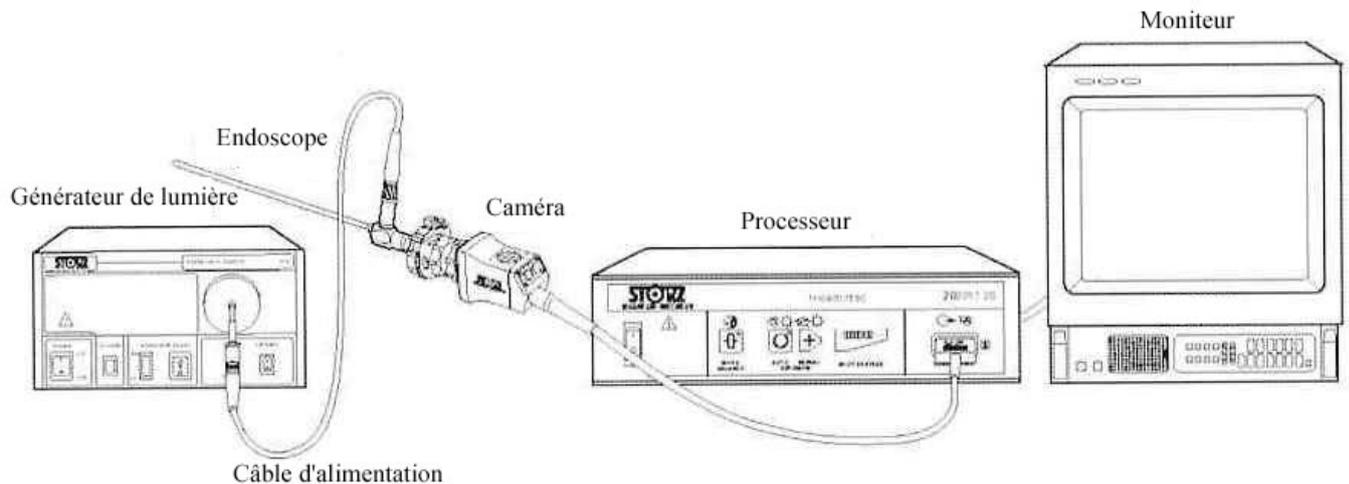


Figure 16 : Composition de l'équipement vidéoendoscopique (d'après Chamness, 2005)

◆ L'adaptateur

L'adaptateur est un élément important à prendre en compte lors de l'achat d'une caméra en vue de l'adapter à un fibroscope. Il assure les liens mécaniques et électroniques entre la tête de la caméra et le fibroscope. La plupart des caméras sont associées à des adaptateurs de 32 à 35 mm (Slovis, 2004), certains équipés d'un zoom qui permet de faire varier le grossissement. Les adaptateurs de 22 à 28 mm sont les plus performants avec les gastroscopes flexibles ou les colonoscopes, ils ne grossissent pas les fibres et réduisent le

phénomène de Moiré (Burns, 2004). Ils permettent de plus de visualiser l'ensemble de l'image (l'utilisation de grossissements supérieurs peut produire une image plus grande que l'écran ce qui empêche l'opérateur de la voir en totalité).

◆ Le moniteur

Le moniteur est un élément essentiel du système : il faut choisir une résolution maximale et il doit être équipé d'une entrée vidéo de type RCA (Galley, 1991). La taille de l'écran est variable et doit être adaptée aux besoins des praticiens. Un moniteur de petite taille est très intéressant en pratique ambulatoire (Galley, 1991).

β Inconvénients

L'image transmise apparaît plus sombre du fait d'une moindre sensibilité d'une caméra comparée à l'œil humain (Burns, 2004) et on assiste à une altération des teintes et à une diminution de la profondeur de champ (Lecoindre et Cadoré, 1992). C'est pourquoi il est habituellement nécessaire d'utiliser des générateurs de lumière plus puissants que pour la fibroscopie à l'œil nu, tel que les lampes au Xénon de 300 watts voire plus (Galley, 1991). Néanmoins, certains modèles actuels de caméra présentent un système de contrôle automatique de l'exposition, qui leur confère une sensibilité bien supérieure. Ils sont particulièrement utiles dans des conditions de faible intensité lumineuse, ce qui permet de les utiliser avec des lampes halogènes (Burns, 2004). Pour les caméras ne présentant pas ce système, il faut vérifier que l'intensité lumineuse est réglable au niveau du générateur de lumière, ce qui évite d'avoir une image trop blanche si la lumière est trop forte ou au contraire trop sombre. Ainsi, il faut toujours tester le système (caméra attachée au fibroscope) avant achat pour s'assurer que la luminosité est suffisante (Galley, 1991).

d) Vidéoendoscopie électronique

α Caractéristiques techniques

Le premier vidéoendoscope ne contenant pas de fibre optique pour conduire l'image a été commercialisé par la société Welch Allyn Incorporated en 1983 (Sircus, 2003). Ce système se compose des éléments suivants (Lecoindre et Cadoré, 1992) : un fibroscope spécial, un vidéoprocasseur et un moniteur de télévision, habituellement connecté à un système d'exportation. La petite taille du capteur CCD utilisé pour ce système (10 à 20 mm) permet de le placer à l'extrémité distale de l'endoscope (Lecoindre et Cadoré, 1992). Excité par la lumière de l'image, il produit un signal électronique qui est ensuite conduit par les circuits présents dans la sonde de l'endoscope jusqu'à l'unité de traitement, le vidéoprocasseur (Slovis, 2004). Celui-ci convertit les impulsions électriques en un signal vidéo, acheminé jusqu'au moniteur et/ou stocké par l'enregistreur. Etant donné qu'il n'y a pas d'oculaire, l'opérateur visualise l'examen sur un écran vidéo (Barlow, 1990).

β Particularités des vidéoendoscopes

L'oculaire est absent puisque l'image est projetée sur un moniteur, de même que le faisceau de fibres optiques conduisant l'image qui est remplacé par des circuits électroniques (Chamness, 2005). De nouvelles commandes sont parfois ajoutées (Lamar, 1997): bouton « freeze » permettant de faire une pause sur l'image, bouton de contrôle de la luminosité, de la vitesse d'obturation... On retrouve les autres composants habituels, notamment le ou les faisceaux de fibres optiques conduisant la lumière (Chamness, 2005). Le schéma du vidéoendoscope utilisé à l'ENVL est présenté en annexe 1.

χ Du noir et blanc à la couleur

Le capteur CCD est situé juste en arrière du système de lentilles de l'objectif, celui-ci concentrant l'image sur la surface photosensible (Barlow, 1990). Les premiers CCD fonctionnaient en noir et blanc mais l'image pouvait être transmise en couleur sur le moniteur grâce à plusieurs éléments (Lamar, 1997). Tout d'abord, un filtre rotatif composé de segments vert, rouge, bleu, est situé au niveau de la source de lumière. Le faisceau lumineux émet alors des séquences rapides et courtes de lumière verte, rouge, bleue. Secondairement, le circuit du vidéoprocasseur reçoit l'image électronique du CCD et enregistre les images issues de l'illumination par la lumière rouge dans la mémoire rouge, celles issues de l'illumination par la lumière bleue dans la mémoire bleue... Ces signaux sont envoyés individuellement au moniteur qui reproduit une image constituée de milliers de points rouges, verts ou bleus (Barlow, 1990).

Plus récemment, les CCD noir et blanc ont été remplacés par des CCD dont les pixels enregistrent directement la couleur de l'image. Cette technique innovante a permis d'obtenir une image de qualité supérieure.

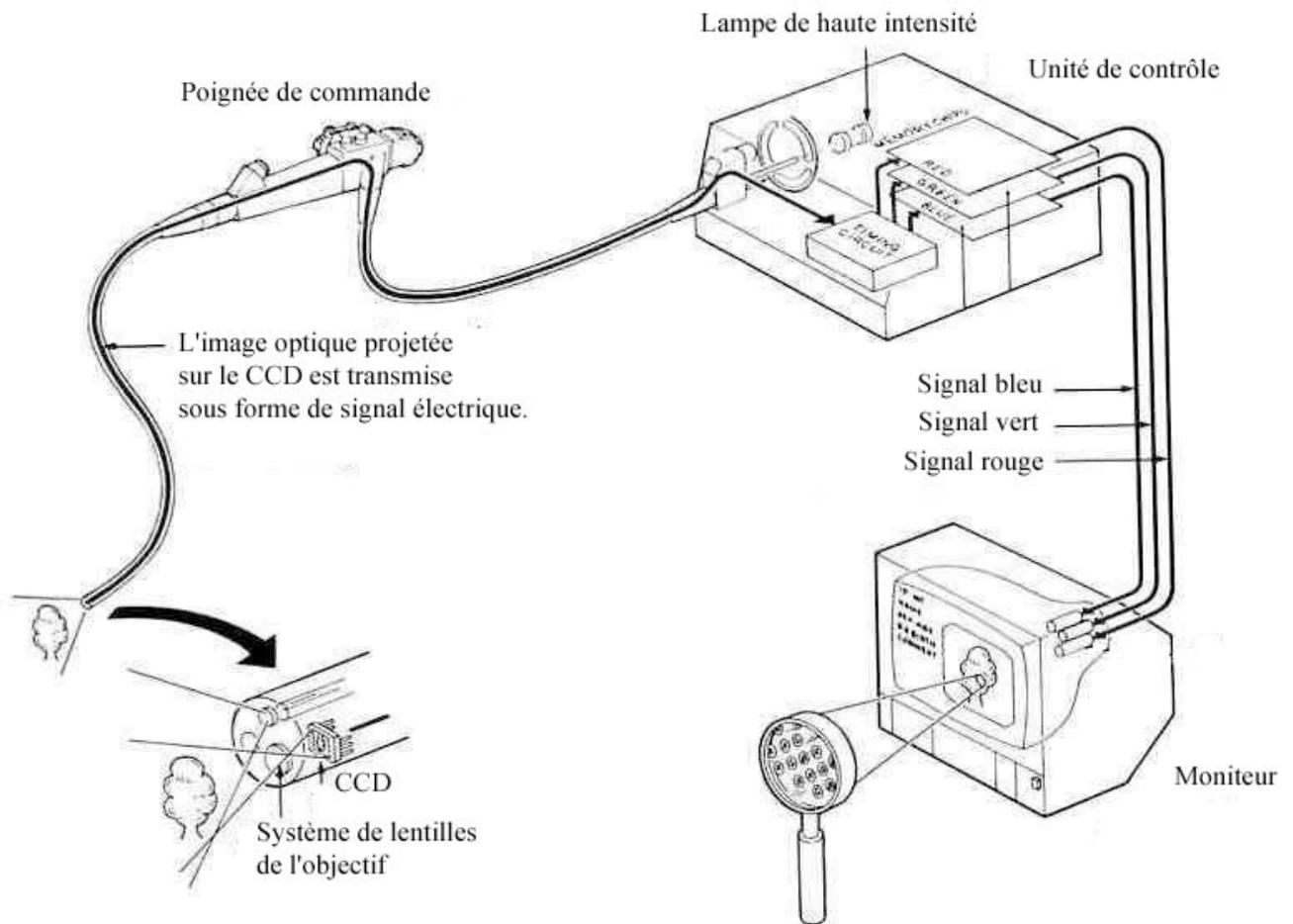


Figure 17 : Fonctionnement d'un vidéoendoscope électronique (d'après Barlow, 1990)

e) Comparaison de la fibroscopie et de la vidéoendoscopie électronique

α Avantages du vidéoendoscope électronique sur le fibroscope classique.

Les principaux avantages du vidéoendoscope électronique sont les suivants (Lecoindre et Cadoré, 1992 ; Lamar, 1997) :

- La qualité de l'image est nettement supérieure : les couleurs sont respectées, les reliefs sont plus nets et la résolution est meilleure.
- Les images obtenues peuvent être stockées et surtout traitées.
- La durée de vie est plus importante puisque les fibres optiques conduisant l'image, causes fréquentes de panne du fait de la fragilité du verre, ont été remplacées par des circuits électroniques.
- La flexibilité accrue permet une meilleure maniabilité.

β Inconvénients du vidéoendoscope électronique sur le fibroscope classique.

Les systèmes de vidéoendoscopie classiques sont peu adaptés à la pratique ambulatoire, du fait de la taille et du poids des moniteurs, de la présence du processeur et d'une source lumineuse plus importante (Barthel, 2005). Ils restaient donc jusque là réservés aux cliniques de référence et aux centres d'enseignement et de recherche. Cependant, notons qu'avec le développement des systèmes de vidéoendoscopie portatif, ce problème est aujourd'hui résolu.

Par ailleurs, du fait des limites techniques dans la miniaturisation du CCD, les vidéoendoscopes ne sont pas disponibles pour des sondes de diamètre inférieur à 6 mm (Chamness, 2005). Néanmoins, de telles sondes sont rarement nécessaires en pratique vétérinaire équine pour l'examen de l'appareil respiratoire supérieur.

Ainsi, le principal inconvénient reste le coût de cet équipement (Galley, 1991). Il faut compter environ 16 000 euros pour un vidéoendoscope seul contre 10 000 euros pour un fibroscope (Optomed, communication personnelle). Pour une colonne de vidéoendoscopie complète neuve, le coût s'élève à 28 000 euros.

f) Format du signal vidéo

Des films d'endoscopies peuvent être exportés en mode digital DV ou analogique VCR, mais la résolution dans ce deuxième cas est souvent plus faible (Slovic, 2004). L'exportation analogique reste le format le plus classiquement utilisé, lu par les moniteurs de télévision habituels et les magnétoscopes. L'imagerie digitale est l'un des progrès les plus récents dans le domaine de l'endoscopie. Son avantage le plus évident est la possibilité d'envoyer les images directement à un système d'enregistrement ou à un ordinateur. Cependant, Chamness (2005) souligne que la terminologie actuelle en matière de caméra digitale est assez confuse. A priori, toutes les caméras endoscopiques utilisées aujourd'hui émettent un signal analogique, et pour les caméras dites digitales, ce signal est ensuite converti en un signal digital. Dans de nombreux cas, il est à nouveau converti en signal analogique par l'unité de contrôle de la caméra qui le transmet au moniteur. A chaque conversion, il y a une dégradation de la qualité de l'image. Ainsi, bien que l'imagerie digitale risque probablement de s'imposer dans le futur, il faut se méfier du fait qu'elle n'apporte pas toujours un réel avantage à l'opérateur. Ce procédé reste néanmoins particulièrement intéressant pour la manipulation des images puisqu'il permet de régler des paramètres comme le contraste, de mettre en évidence des lésions, de disposer des annotations...

g) Les périphériques vidéo

De nombreux périphériques vidéo peuvent être attachés, en série ou en parallèle, à partir du processeur grâce à des câbles qui sortent derrière l'unité (Chamness, 2005).

α Moniteurs

Les signaux analogiques sont envoyés au moniteur par un des trois types de câbles (cf. figure 18) :

- Composite (BNC),
- Séparé (S) vidéo (Y/C), qui conduit un signal de meilleur qualité pour une caméra à un seul CCD,
- RGB, nécessaire pour les caméras à trois CCD (un CCD par couleur : Red, Green, Blue), qui conduit une image de qualité optimale.

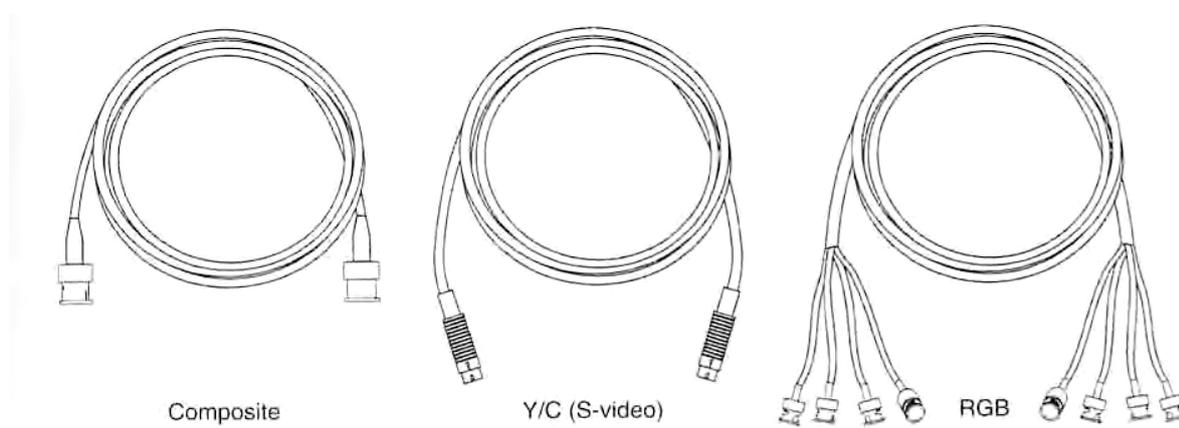


Figure 18 : Câbles utilisés pour conduire le signal analogique vers un moniteur (d'après Chamness, 2005)

Les signaux en mode digital sont conduits par des câbles DV, DVI ou SDI. Un adaptateur peut être nécessaire pour les connecter à des moniteurs classiques. Ils sont reliés habituellement à des systèmes d'enregistrement ou à des écrans plats. Ces écrans plats peuvent être assez attirants du fait de leur petite taille et de leur faible poids, mais ils restent encore chers pour une qualité d'image souvent inférieure à celle des moniteurs analogiques médicaux classiques (Chamness, 2005). Le moniteur se situe toujours à la fin de la chaîne vidéo, or il y a une perte de qualité d'image au niveau de chaque périphérique attaché en série. Pour obtenir la meilleure image possible, certaines caméras endoscopiques sont équipées de multiples ports de sortie qui permettent de brancher directement le moniteur et d'autres périphériques en parallèle (Chamness, 2005).

β Magnétoscopes

La plupart des magnétoscopes classiques peuvent être utilisés pour enregistrer une procédure. Le mode VCR a été largement utilisé, notamment sous format S-VHS qui reproduit une image de qualité optimale, le seul inconvénient étant que la vidéo ne peut être lue que par un magnéscope S-VHS (Chamness, 2005). On conseille de choisir un magnéscope de type « four head », qui retransmet une meilleure image, notamment lors de ralenti ou d'arrêt sur image (Galley, 1991). Il faut se méfier des combinés moniteur/magnéscope car la résolution est souvent inférieure à un magnéscope classique (Burns, 2004).

χ Imprimantes

De nombreux modèles d'imprimantes sont proposés, le fabricant le plus populaire sur le marché étant Sony (Burns, 2004). Elles sont généralement équipées d'une télécommande ou d'une pédale qui permettent de déclencher facilement l'impression au cours de la procédure. D'autres options sont disponibles comme la capture d'image, le réglage du nombre d'images par impression ou du nombre d'impressions (Chamness, 2005)... Les nouvelles imprimantes sont plus rapides et plus rentables, mais il est toujours possible d'acheter un modèle d'occasion, tout en veillant à certains détails (Burns, 2004) :

- La durée de vie de la tête d'impression est variable en fonction de la fréquence d'utilisation préalable. Ainsi une unité provenant d'un hôpital, où des centaines de procédures sont réalisées chaque semaine, risque de ne pas durer très longtemps.
- Il faut s'assurer que le fabricant peut toujours réparer l'appareil en cas de besoin.
- Enfin, pensez à vérifier que le matériel associé (papier, encre...) est disponible et à un coût acceptable (coût souvent plus élevé que pour les unités modernes, qui apparaissent donc plus rentables à long terme).

δ Matériel informatique

De nouvelles méthodes de capture et de stockage d'images impliquent l'utilisation de l'ordinateur. Avec une carte de capture vidéo associée à un logiciel installé sur l'ordinateur, il est possible de télécharger directement les images depuis le câble de sortie de la caméra (Chamness, 2005).

Des systèmes plus spécifiques ont été développés par les fabricants. Ce sont des sortes de disques durs qui permettent de stocker jusqu'à plusieurs centaines d'images et quelques minutes de film, puis de les graver sur un CD ou un DVD. Ces images peuvent ensuite être archivées en vue d'être manipulées, envoyées par courrier électronique, imprimées, incluses dans des rapports médicaux (Burns, 2004)... Un grand nombre d'images peut ainsi être stocké pour un coût minimum (il n'y a pas besoin de films ou de cassettes) et sans s'altérer au cours du temps. Il faut compter 3500 à 5000 euros pour un système d'enregistreur neuf spécifique (Optomed, communication personnelle).

La fabrication de matériel endoscopique vise actuellement à trouver un équilibre optimal entre un matériel suffisamment robuste et durable, et le besoin constant de disposer d'un maximum d'options dans un minimum de place et à un prix abordable (Barlow, 1990). Les possibilités offertes au vétérinaire souhaitant investir dans ce type de matériel sont multiples et variées. Nous donnerons quelques indications pouvant orienter le choix du praticien lors de sa recherche.

D. Choix de l'équipement endoscopique en pratique vétérinaire équine

Le monde vétérinaire bénéficie de percées technologiques rapides, avec quelques retards sur la médecine humaine, mais ceci permet d'acquérir du matériel performant à un prix raisonnable (Lecoindre et Cadoré, 1992). Le choix dépend essentiellement du nombre de cas mensuels prévus (qui déterminera si un ou plusieurs fibroscopes de taille différente sont nécessaires), des possibilités économiques et du mode d'utilisation (dans une clinique ou en pratique ambulatoire). Pour un premier achat, il ne faut pas hésiter à demander une démonstration de la part de plusieurs fabricants avant de prendre sa décision, ce qui permet de voir les images obtenues, de tenir l'endoscope et d'évaluer le confort d'utilisation (Lamar,

1997). Discuter avec des confrères déjà équipés est un bon moyen d'appréhender les avantages et inconvénients de chaque appareil.

1. Caractéristiques d'un endoscope destiné à l'exploration des premières voies respiratoires du cheval

Idéalement, l'endoscope nécessaire à l'examen des voies respiratoires supérieures du cheval devrait avoir une longueur d'environ 1,40 mètre (au moins 40 à 60 cm pour les premières voies respiratoires, une longueur plus élevée permet l'exploration de la trachée voire des premières bronches). Le diamètre doit être inférieur à 9 mm pour les poulains, autour de 11 à 12 mm chez l'adulte (Slovis, 2004 ; Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). Un diamètre plus important permet d'obtenir un champ de vision plus large et un meilleur éclairage, mais la sonde risque d'être difficile à introduire dans certaines structures, comme les poches gutturales (Obadia et al, 1994). L'endoscope doit de plus être mobilisable dans les quatre directions, il doit présenter les fonctions de rinçage, d'insufflation et d'aspiration, et doit évidemment produire une image de bonne qualité (Lamar, 1997).

2. Les origines possibles de l'équipement endoscopique

Schématiquement, deux possibilités sont offertes au vétérinaire : soit un endoscope humain acheté d'occasion, soit du matériel spécifiquement vétérinaire.

a) Endoscopes humains à usage vétérinaire

Les hôpitaux ou les cliniques privées sont deux sources de matériel d'occasion qui peuvent représenter un bon moyen de s'équiper à un prix intéressant (Lamar, 1997). La plupart des vétérinaires équins utilisent des gastroscopes ou des colonoscopes de médecine humaine (Cadoré, 1992). Cependant, il faut toujours penser à inspecter de façon minutieuse le matériel d'occasion proposé avant tout achat. En pratique, c'est au vétérinaire de réaliser cette inspection en gardant en tête qu'il n'aura souvent aucune garantie sur le matériel en cas de dysfonctionnement.

α Gastroscopes

Le diamètre de la sonde varie de 7,9 à 13 mm pour une longueur d'environ 1 mètre (Flynn, 1984 ; Burns, 2004). Ils peuvent être utilisés pour les procédures suivantes concernant l'appareil respiratoire : rhinoscopie, pharyngoscopie et laryngoscopie, examen des poches gutturales, trachéoscopie proximale.

β Colonoscopes

Le diamètre de la sonde varie de 11 à 14 mm pour une longueur de 133 à 180 cm (Flynn, 1984 ; Burns, 2004). Ils sont utilisés pour les mêmes procédures que les gastroscopes avec de plus la possibilité de réaliser une trachéo-bronchoscopie. Cependant, le diamètre de la sonde peut s'avérer trop important pour l'examen de certaines structures, comme les poches gutturales d'un cheval ou les voies respiratoires supérieures d'un poulain (Lane, 1993).

b) Endoscopes spécifiquement vétérinaires

L'Olympus VR7142 (VET-XP20) semblerait particulièrement intéressant du fait de son faible diamètre (7,9 mm) et de sa longueur (140 cm) compatible avec l'examen des

premières voies respiratoires chez le cheval (Burns, 2004). Les entreprises Karl Storz et Optomed ont développé un certain nombre de produits spécifiquement conçus pour la pratique vétérinaire, et dispensent de plus des formations à l'utilisation de leur matériel.

Burns (2004) conseille par ailleurs une certaine prudence face aux endoscopes à usage strictement vétérinaire car certains appareils importés de Chine ou de Russie ne présenteraient pas le même niveau de qualité que les équipements japonais ou allemands utilisés en humaine.

Après avoir choisi la provenance du matériel, il faut se poser la question de l'utilité de la vidéoendoscopie.

3. Fibroscope ou vidéoendoscope électronique?

a) Arguments en faveur de la fibroscopie

Si l'endoscope est utilisé en pratique ambulatoire, le choix se portera forcément sur un fibroscope accompagné d'un générateur de lumière facile à transporter (Lamar, 1997). Les avantages du fibroscope sont :

- la portabilité,
- le prix d'achat,
- la diversité de longueur et de diamètre,
- la visualisation directe de l'image avec possibilité d'adapter un appareil photographique ou une caméra.

b) Arguments en faveur de la vidéoendoscopie électronique

Si les examens peuvent être réalisés dans une salle prévue à cet effet au sein d'une clinique, l'utilisation d'une colonne de vidéoendoscopie est particulièrement intéressante mis à part le coût nettement plus élevé. Ce système reste encore souvent réservé aux hôpitaux universitaires (Lamar, 1997).

Cependant, on peut noter aujourd'hui une nette évolution des produits vers la vidéoendoscopie, avec le développement par les fabricants de système portatif adapté à la pratique ambulatoire. Citons par exemple le module d'endoscopie portable Vetvision offert par la société Optomed ou son équivalent proposé par Karl Storz.

4. Choix des périphériques

De très nombreux périphériques sont proposés : moniteurs, imprimantes, système d'enregistrement vidéo, système de stockage... De nouveaux modèles apparaissent régulièrement sur le marché. Selon Chamness (2005), les caractéristiques les plus importantes à considérer lors de l'achat sont :

- la facilité d'utilisation ou de programmation,
- la résolution (exprimée en dpi, en anglais « dots per inch », qui correspond au nombre de points par unité, le pouce),
- le coût du matériel (cassettes vidéo, disques, feuilles d'impression...).

Secondairement il faut considérer les capacités de développement du produit, l'existence ou non de commandes à distance, la compatibilité entre les systèmes informatiques.

Le matériel d'occasion, s'il est en état correct et régulièrement révisé, est souvent bien suffisant pour débiter (Lecoindre et Cadoré, 1992). Etant donné que l'amortissement d'un tel équipement est beaucoup plus long en pratique vétérinaire qu'en médecine humaine, l'achat d'un équipement d'occasion peut être une option intéressante. La différence de prix atteint bien souvent 30 à 40 % du prix neuf (Optomed, communication personnelle). Cependant, certains points sont essentiels à contrôler avant une telle acquisition.

5. Inspection d'un endoscope d'occasion

a) Gaine de la sonde

Cette enveloppe doit toujours être lisse et bien ajustée, sans pli ni trou, ce qui assure l'étanchéité de l'appareil (Johnson et al., 1978). Toute anomalie peut être à l'origine d'une entrée de fluides à l'intérieur, qui peuvent provoquer de graves détériorations visibles lorsqu'on regarde à travers l'endoscope: l'image est floue, voire sombre (Lamar, 1997). Ni la mise au point, ni le nettoyage des lentilles ne permet de la clarifier. Il faut noter tout craquement, et toute marque de morsures principalement sur les gastroscopes (Lane, 1993). Le remplacement de la gaine est possible pour environ 250 euros (Optomed, communication personnelle).

b) Fibres optiques

◆ Fibres conduisant l'image

Il est possible de repérer les fibres optiques cassées en maintenant l'extrémité distale de l'endoscope devant une surface blanche éclairée par la lumière naturelle (Johnson et al., 1978) ou par une source lumineuse, préférentiellement une lumière fluorescente (Burns, 2004), la source de lumière du fibroscope étant éteinte. En regardant à travers l'oculaire, après avoir fait la mise au point pour bien visualiser chaque fibre, les fibres cassées apparaissent comme des points noirs (rupture totale) ou gris (rupture du revêtement de verre). C'est à l'opérateur d'évaluer si l'image est acceptable ou non, sachant qu'il y a toujours 5 à 6 fibres cassées, même sur un endoscope neuf (Burns, 2004). Les fibres situées en périphérie sont les premières à casser. Des fibres cassées formant une ligne au centre de l'imager peuvent indiquer une mauvaise utilisation de l'endoscope, comme une angulation excessive de l'extrémité distale (Johnson et al., 1978). La réparation de ce faisceau de fibres optiques est excessivement chère, elle dépasse souvent la valeur même de l'endoscope d'occasion (Lane, 1993).

◆ Fibres conduisant la lumière

Les faisceaux de fibres conductrices de lumière peuvent aussi être évalués en allumant la source de lumière, l'intensité lumineuse au minimum, puis en regardant l'extrémité distale de la sonde pour voir le nombre de points noirs (Johnson et al., 1978). L'autre possibilité est de maintenir l'extrémité distale de l'endoscope devant une source lumineuse, comme lors de l'évaluation des fibres optiques conduisant l'image. Mais il faut alors regarder à l'extrémité du cordon d'alimentation, au niveau du guide lumineux que l'on connecte habituellement au générateur de lumière (Burns, 2004). Il faut essayer d'estimer le pourcentage de lumière qui n'est pas transmis pour avoir une idée des conséquences sur l'illumination du champ lors d'une procédure. Si plus de 30 % des fibres sont détruites, le guide doit être remplacé (Burns, 2004), ce qui coûte entre 1000 et 2000 euros.

c) Contrôle du béquillage

L'endoscope posé sur une table, les molettes de béquillage sont mobilisées, ce qui doit entraîner un mouvement immédiat de l'extrémité distale (Tams, 1990). Si un décalage est perceptible, cela signifie que les câbles sont distendus (Lamar, 1997). Un léger jeu est facilement réparable pour 150 à 250 euros mais si les câbles sont très relâchés il vaut mieux faire contrôler l'appareil par un organisme spécialisé avant de l'acheter (Burns, 2004).

d) Fonction rinçage et insufflation

Vérifiez que le système fonctionne correctement en actionnant les pistons au niveau de la poignée de contrôle. Certains anciens endoscopes peuvent ne pas présenter cette fonction (Lamar, 1997).

e) Canal opérateur

La perméabilité du tunnel doit être vérifiée en passant par exemple une pince à biopsie dans le canal et en angulant l'endoscope dans toutes les positions (Burns, 2004). Si on rencontre des difficultés lors du passage, il ne faut surtout pas forcer. Toute résistance peut être le signe d'un problème grave, il vaut mieux alors faire inspecter l'appareil par un service spécialisé.

f) Systèmes de lentille

Il est conseillé de regarder au niveau de l'oculaire et de l'objectif à la recherche de signes de condensation (Tams, 1990). On peut suspecter que des fluides sont entrés dans l'endoscope lorsque l'on observe une image floue, nuageuse, en regardant à travers l'objectif (Tams, 1990). Un instrument spécial permet la détection des fuites, il existe des modèles portables, simples à utiliser pour environ 200 euros. L'entrée de fluides dans l'endoscope peut créer d'importants dommages, c'est pourquoi il est essentiel de contrôler ou de faire contrôler ce point avant achat (Burns, 2004).

CRITERES DE CHOIX D'UN ENDOSCOPE D'OCCASION
<ul style="list-style-type: none">- intégrité de la gaine de la sonde et du conduit d'alimentation- guide lumière en état (moins de 30 % de fibres détruites) et possibilité de trouver une source lumineuse adaptée et suffisamment puissante- nombre de points noirs limités (fibres optiques cassées)- état correct du béquillage- canal opérateur perméable- absence de fuite.

Tableau 1 : Critères de choix d'un endoscope d'occasion (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992 ; Slovis, 2004)

La meilleure façon de faire son choix reste d'en discuter avec des personnes qualifiées, c'est-à-dire les représentants des compagnies fabricant des endoscopes. Ils connaissent les possibilités offertes aux vétérinaires, concernant les nouveaux équipements ou le matériel d'occasion, les pièces interchangeables, et donnent de précieux conseils en matière d'entretien, de soins, et d'utilisation appropriée de l'équipement endoscopique (Lamar, 1997). De même lors d'achat de matériel d'occasion, il est conseillé de le faire réviser par du

personnel qualifié pour s'assurer de l'absence de défaut (cf. tableau 2). Enfin il faut contrôler que les pièces de remplacement sont toujours disponibles en cas de besoin, étant donné que les fabricants ne sont pas tenus de conserver un stock lié à un modèle particulier plus de 7 ans après sa mise sur le marché (Orsini, 1992).

*Endoscopes
spécifiquement
vétérinaires*

**KARL STORZ Endoscopie
France S.A.**
12, rue Georges Guynemer
Quartier de l'Europe
78280 Guyancourt

Tel. : +33 1 30 48 42 00
Fax : +33 1 30 48 42 01
Email: marketing@karlstorz.fr
Site web : www.karlstorz.com

OPTOMED Endoscopie
Parc Technopolis - Bâtiment
Gamma
3, avenue du Canada
91974 Les Ulis Cedex
Tél. : +33 1 69 29 01 98
Fax : +33 1 69 29 99 52
Email : sav@optomed.fr
Site web : www.optomed.fr

*Endoscopes de
médecine humaine*

OLYMPUS France S.A.S
74, rue d'Arcueil, Silic 165
94533 Rungis Cedex
Tel. +33 1 45 60 23 00
Fax +33 1 46 86 76 14
Email :
serviceclient.gp@olympus.fr
Site web: www.olympus.fr

**PENTAX France S.A.S. Division
MEDICAL**
12-14, rue Jean Poulmarch
B.P. 204
95106 Argenteuil Cedex
Tel: +33 1 30 25 75 75
Fax: +33 1 30 25 75 76
Email : webmaster@pentax.de
Site web : www.pentax.fr

Tableau 2 : Principaux fabricants de matériel endoscopique disponible en France

L'équipement endoscopique étant présenté, nous allons aborder la procédure d'examen endoscopique des voies respiratoires supérieures du cheval. Elle suit plusieurs étapes, depuis la vérification du matériel et la préparation de l'animal jusqu'à la réalisation de l'examen proprement dit et le nettoyage qui suit. Toutes ces étapes sont indispensables pour un fonctionnement correct et durable de l'endoscope.

II. LES ETAPES DE LA REALISATION D'UN EXAMEN ENDOSCOPIQUE

A. Vérification de l'endoscope

1. Inspection avant chaque examen

L'endoscope doit être examiné minutieusement avant chaque examen (Lamar, 1997). Cette procédure ne prend pas plus d'une minute et est essentielle, surtout lorsque plusieurs cliniciens utilisent le même matériel (Tams, 1990) :

- La gaine doit toujours être lisse, ajustée, sans pli ni trou (Slovis, 2004).
- On manipule ensuite les molettes de l'endoscope pour vérifier que les mouvements de l'extrémité distale concordent. Avec le temps, les câbles peuvent se relâcher, on conseille donc les faire resserrer régulièrement, sous peine qu'ils finissent par casser (Lane, 1993). Attention cependant à ne jamais essayer de courber manuellement l'extrémité distale de l'endoscope (Lamar, 1997).
- Il faut vérifier que les fonctions d'insufflation et rinçage fonctionnent correctement (Tams, 1990). Si ce n'est pas le cas, reprenez toutes les connections entre l'endoscope et les pompes (Lamar, 1997).
- Le canal à instrument doit être parfaitement perméable. Lors de l'introduction d'instruments dans le canal, on ne doit pas rencontrer de résistance. Il ne faut surtout jamais forcer en cas de résistance : repositionnez l'extrémité de l'endoscope avec les molettes de direction jusqu'à ce que l'instrument passe. Si cela ne fonctionne pas, le canal peut être endommagé (envoyez l'appareil au service de maintenance lors de suspicion pour éviter une rupture totale du conduit) ou obstrué du fait d'un nettoyage incorrect (Slovis, 2004).
- Après avoir allumé le générateur de lumière, il faut contrôler l'état des fibres optiques. Si l'image apparaît sombre, les fibres optiques conductrices de lumière peuvent être endommagées (Slovis, 2004). Les fibres optiques conduisant l'image doivent être fréquemment évaluées en comptant le nombre de points noirs présents : s'ils sont concentrés à un endroit précis, on peut en déduire que l'endoscope a probablement été incurvé de manière excessive ou manipulé avec peu de précautions (Lamar, 1997).
- Enfin, il est important de vérifier que les lentilles soient intactes (Slovis, 2004). Les systèmes optiques doivent être parfaitement propres, sans signe d'accumulation d'humidité ou de condensation (Tams, 1990).

2. Réglage de l'intensité lumineuse

L'intensité lumineuse peut être contrôlée grâce à un bouton situé sur le générateur de lumière. On la règle habituellement avant l'examen, en utilisant une surface blanche telle qu'une compresse, pour laquelle on doit voir la structure fibrillaire sans avoir une sensation d'éblouissement. Il est aussi possible d'affiner le réglage au cours de l'examen en fixant l'intensité à un point tel que l'image soit claire, juste avant que l'illumination des structures ne commence à décliner. Ce réglage évite le phénomène de « white-out », qui correspond à une image trop blanche voire aveuglante lorsque l'intensité lumineuse est trop élevée. Il permet aussi d'augmenter la durée de vie des lampes au Xénon et de réduire la quantité de chaleur générée et transmise jusqu'à l'extrémité de la sonde (Chamness, 2005).

3. Précautions à prendre lorsque la température extérieure est basse

Quand la température extérieure est basse, les fibres optiques sont froides et risquent alors de se briser (Johnson et al., 1978). Ce phénomène est particulièrement important à considérer en pratique ambulatoire. En période hivernale, il est donc conseillé de réchauffer l'endoscope avant utilisation, en le transportant sur le siège avant d'un véhicule chauffé ou en le disposant quelques instants dans une pièce chauffée avant utilisation (Lamar, 1997). Cook (1974) conseille d'immerger la sonde dans une solution de cétrimide jusqu'à température corporelle.

4. Que faire en cas de dysfonctionnement ?

a) Le phénomène de Moiré

Ce phénomène est observé lors de l'utilisation d'une caméra vidéo externe et se traduit par des vagues de couleurs à travers toute l'image (Burns, 2004). Ceci s'explique par le fait que chaque pixel du CCD enregistre plusieurs images provenant des différentes fibres optiques, ce qui crée des interférences.

Trois approches sont possibles pour résoudre ce problème (Burns, 2004) :

- Enlever le focus, ce qui permet à la caméra de ne capter qu'une seule image plutôt que toutes celles des fibres optiques, mais l'image finale apparaît alors un peu floue.
- Réaliser une rotation de la caméra jusqu'à disparition du phénomène, l'inconvénient étant le changement d'orientation (le haut de l'image peut se retrouver à droite, ce qui complique l'examen, notamment lors des changements de direction, pour localiser l'appareil...).
- La meilleure solution est d'utiliser un filtre spécial anti-Moiré.

b) Autres dysfonctionnements

Voici un tableau traitant des origines possibles de quelques dysfonctionnements et de la solution adaptée à chaque problème (Barlow, 1990). Pour des informations plus détaillées, il est conseillé de se rapporter au manuel du fabricant.

Dysfonctionnement	Problème possible	Solution
L'image est floue	La lentille de l'objectif est sale	Irriguer avec de l'eau pendant l'examen
	L'oculaire, la caméra, l'adaptateur ou certaines lentilles sont sales	Nettoyer avec un écouvillon en coton imbibé d'alcool
	Les lentilles ne sont pas ajustées pour la vision de l'opérateur	Utiliser la bague d'ajustement jusqu'à obtenir une image nette des fibres
	Destruction par entrée de fluides	L'humidité peut rendre l'image floue, l'appareil doit être apporté à un service spécialisé.
Les couleurs sont incorrectes	Il y a de l'eau sur l'objectif	Utiliser le flux d'air pour éliminer ces gouttes d'eau

	Les films de la caméra sont inadaptés	Choisir le film correspondant à la source de lumière utilisée (halogène ou xénon)
L'image est trop sombre ou trop claire	Le guide lumineux est sale	Nettoyer le connecteur et l'extrémité distale à l'aide d'une compresse imbibée d'alcool.
	Les paramètres de réglage de la lumière sont inadaptés	Ajuster la luminosité, contrôler les filtres
	La lampe est ancienne ou a été mal installée	Changer la lampe
Insuffisance/absence d'air ou d'eau	L'arrivée d'air/d'eau est bouchée	Faire tremper l'extrémité distale dans de l'eau savonneuse tiède et rincer les conduits avec une solution adaptée
	L'arrivée d'air/d'eau manque ou est déformée	Faire réparer par un service spécialisé
	La valve est collante	La retirer, la nettoyer et la lubrifier avec de l'huile de silicone
	La pompe à air ne fonctionne pas	Allumer la source lumineuse
	Le bouchon de la bouteille d'eau fuit	Resserrer le bouchon
	La bouteille d'eau est vide ou trop pleine	Remplir au deux tiers
Flux d'air permanent	Vérifier la valve	La retirer, la nettoyer et le lubrifier avec de l'huile de silicone
Succion absente ou insuffisante	La pompe a un problème	Vérifier les connexions, le flacon de collecte
	Le canal est obstrué	Enlever la valve et nettoyer le canal
	La valve de succion est sale, collante	La retirer, la nettoyer et la lubrifier
	Valve de biopsie abîmée ou mal attachée	La vérifier et la remplacer si nécessaire
Problèmes lors des changements de direction	De la résistance est perçue lors de la manipulation des mollettes de direction	Bloquer les valves d'angulation sur la position libre « free ».
	Les mouvements de l'extrémité distale ne concordent pas	Faites vérifier l'appareil par un service spécialisé
Dysfonctionnement de la caméra	Difficultés à attacher la caméra au fibroscope	Position incorrecte, se référer aux instructions du manuel
	La caméra n'active pas la source lumineuse	Nettoyez tous les contacts en utilisant du coton imbibé d'alcool

Tableau 3 : Origines des dysfonctionnements du matériel endoscopique et conduites à tenir (d'après Barlow, 1990)

B. Préparation du patient

L'examen endoscopique des premières voies respiratoires est réalisé sur cheval debout. Le mode de contention varie selon les indications et le caractère de l'individu. Le vétérinaire doit toujours être conscient du danger lors de la réalisation de l'examen et de sa responsabilité vis-à-vis des autres personnes présentes. Par conséquent il faut prendre un maximum de précautions et suivre une procédure stricte pour éviter tout incident (Savage, 1997).

1. Contention physique

Il est préférable, si les installations le permettent, de placer l'animal entre des barres d'examen ou au moins dans un boxe. Le cheval est tenu grâce à un licol plutôt qu'un filet car le mors risque de stimuler des mouvements de mastication, ce qui gêne la réalisation de l'examen (Cook, 1970b). Perrin (1997) a proposé un protocole pour réaliser une endoscopie d'un jeune pur sang dans un boxe. Il faut garder en mémoire que cet examen peut être dangereux pour l'opérateur qui risque de recevoir des coups de pieds des antérieurs, ou pire si l'animal bondit en avant. On conseille de disposer des bottes de pailles devant les antérieurs du cheval ou de relever un membre pour une protection minimale (Cook, 1974).

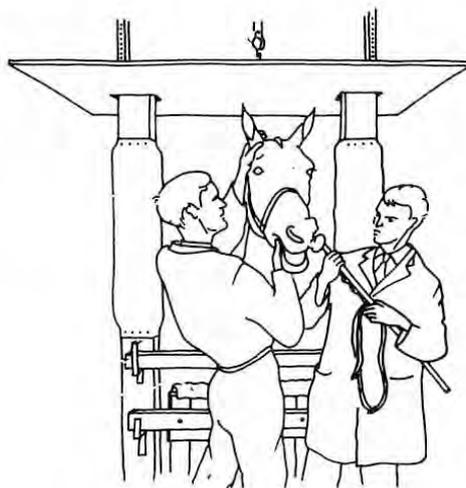


Figure 19 : Exemple d'une méthode de contention physique (d'après Cook, 1970b)

La présence d'un aide qui tient la tête du cheval est indispensable et peut suffire chez certains chevaux (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). La réalisation d'un pli de peau ou le fait de tenir l'oreille peut aider à tenir l'animal (Obadia et al, 1994). Cependant, il peut être risqué de se limiter à ces seuls moyens de contention. Ainsi, il est conseillé de mettre en place un tord-nez, qui permet de stabiliser les mouvements de l'animal. Il doit être disposé correctement afin de dégager le naseau dans lequel sera introduit l'endoscope (cf. figure 20). Associé au maintien de la tête par l'assistant tenant le tord-nez, qui pose sa main libre sur le chanfrein du cheval, la contention est satisfaisante dans la majorité des cas (Lane, 1987). Le tord-nez doit mesurer au moins 1,50 mètre afin d'assurer la sécurité de la personne qui le tient (Cook, 1970b). Un tord-nez muni d'une chaîne métallique, plus facile à nettoyer et à désinfecter que les classiques tord-nez en corde, est préférable lorsqu'une affection potentiellement transmissible est suspectée. Cependant il est parfois peu apprécié par les propriétaires, il convient alors au vétérinaire de justifier ce choix. Il est important d'expliquer que ce moyen de contention agit non pas en détournant la douleur, comme on l'a longtemps

enseigné, mais en permettant une libération d'endorphines par le cerveau, qui rendent l'animal plus calme, moins réactif et augmentent son seuil de tolérance à la douleur. Le tord-nez agirait sur des points particuliers, et a été de ce fait comparé à une variante de l'acupuncture (Mathews, 2001).

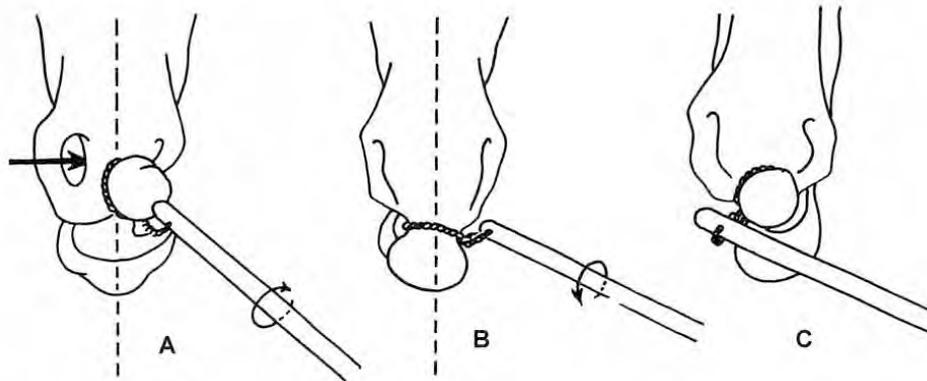


Figure 20 : Schémas montrant la mise en place correcte (A) ou incorrecte (B et C) du tord-nez pour permettre un passage dans la cavité nasale droite (d'après Cook, 1970b)

Archer et al. (1991) soutiennent que le tord-nez n'a aucune influence sur les mouvements des cartilages aryténoïdes et peut donc être conservé lors de l'évaluation du larynx. Pourtant, d'après Lane (1997), chez des chevaux excités, la mise en place du tord-nez peut provoquer un déplacement artéfactuel du voile du palais et une abduction permanente des cartilages aryténoïdes. Cadoré et Crépin (1992) conseillent quant à eux de réaliser l'endoscopie du larynx sans tord-nez. C'est pourquoi, une fois la sonde en place dans le nasopharynx, le tord-nez peut être relâché en fonction du comportement du cheval (Lane, 1997), ce qui encouragerait la relaxation du larynx (Greet et al., 1980).

2. Utilisation de phéromones apaisantes

Des tests réalisés en 2001 (Mathews) n'avaient pas permis de conclure à un réel effet des phéromones apaisantes dans le cadre de l'endoscopie respiratoire, essentiellement du fait de manque de données (petit échantillon). Cependant, il semblerait que l'inhalation de phéromones environ 20 minutes avant la procédure aurait un effet apaisant (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). A noter que la forme galénique du gel serait a priori mieux tolérée par le cheval que le spray (Mathews, 2001). Aucune étude sérieuse n'a aujourd'hui démontrée une réelle efficacité, le choix de l'utilisation ou non de ces molécules incombe donc au praticien.

3. Contention chimique

a) Tranquillisation

Le recours à une tranquillisation peut s'avérer nécessaire, en particulier pour l'examen des poches gutturales et des premières bronches, ou chez un cheval difficile (Cadoré et Crépin, 1992). Diverses molécules sont classiquement utilisées, mais il est important de ne jamais négliger l'examen préanesthésique et d'obtenir le consentement éclairé du propriétaire.

α Molécules

Le but de la sédation est d'immobiliser le cheval et de le rendre indifférent à son environnement (Walsh, 2003). Elle doit être réalisée dans un environnement calme, après

avoir sélectionné les produits et les doses adaptés. Les molécules les plus souvent utilisées sont les tranquillisants (phénothiazines, benzodiazépines et alpha-2 agonistes) et les opioïdes. Les posologies habituelles et quelques éléments de pharmacocinétique sont rappelés dans le tableau suivant (Walsh, 2003) :

<i>Famille</i>	<i>Molécule</i>	<i>Nom commercial</i>	<i>Posologie (mg/kg)</i>	<i>Pharmacocinétique</i>
Phénothiazine	<i>Acépromazine</i>		IV : 0,001 à 0,03 IM : 0,05 PO : 0,5	Action en 20 à 30 min Durée 6 à 10h
α2-agonistes	<i>Détomidine</i> <i>Romifidine</i> <i>Xylazine</i>	Domosedan® Sedivet® Rompun®	IV 0,01 à 0,04 0,04 à 0,08 1,1	Action en 5 min Durée 30 min à 2h Durée 30 min à plus de 3h 30 min
Opiïdes	<i>Morphine</i> <i>Butorphanol</i>	Torbugesic®	IV/IM : 0,1 IV/IM: 0,01 à 0,2	

Tableau 4 : Principales molécules utilisées pour la tranquillisation du cheval (d'après Walsh, 2003)

◆ Phénothiazine

L'acépromazine est la seule phénothiazine d'utilisation largement répandue (Walsh, 2003). Utile pour calmer un cheval nerveux, il s'utilise par voie intraveineuse, intramusculaire ou par voie orale. Il lui faut 15 à 30 minutes pour agir et son action dure six à dix heures, la durée des effets étant dose-dépendant (Hubbell, 1996). Elle a un effet calmant, sans somnolence ni ataxie, mais elle provoque aussi une vasodilatation et une hypotension, cette hypotension étant d'autant plus sévère que l'animal est excité (Walsh, 2003). C'est pourquoi il faut éviter de l'utiliser chez des chevaux en hypovolémie, par exemple suite à un choc, une hémorragie... Chez l'entier, une relaxation du pénis peut se produire, des rares cas de priapisme ont même été signalés (Hubbell, 1996). Des désordres hématologiques constituent une contre-indication à son utilisation car les phénothiazines inhibent la fonction plaquettaire (Hubbell, 1996). Une sédation serait apparente chez seulement 60 % des chevaux ayant reçu de l'acépromazine, qui deviennent plus faciles à manipuler (Hall et al., 2001). Ainsi, l'utilisation de cette molécule seule reste rare : le niveau de tranquillisation est souvent faible, le temps nécessaire pour observer les effets est long ainsi que la durée d'action, ce qui n'est pas recherché pour une procédure rapide telle que l'endoscopie.

◆ Les alpha-deux agonistes

Ce sont les molécules les plus utilisées en pratique pour tranquilliser un cheval en vue de la réalisation d'une endoscopie. Elles entraînent des réactions caractéristiques : port de tête bas, abaissement des paupières et des lèvres, degré variable d'ataxie (Hubbell, 1996). Du fait de ce port de tête, il faut veiller à ce que le cheval ne comprime pas sa trachée sur le support de travail, en le soutenant si nécessaire (Walsh, 2003). Malgré une sédation apparemment marquée et des effets analgésiques viscéraux, il faut rester vigilant. L'animal peut être réveillé par des stimuli, tels que le toucher ou les bruits, et risque alors de taper violemment (Hall et al., 2001).

Les effets secondaires possibles sont nombreux et affectent notamment le système cardiovasculaire: on observe une hypertension transitoire marquée suivie d'une hypotension, la fréquence cardiaque diminue après administration et des blocs cardiaques sont fréquents

(blocs atrio-ventriculaire de grade 1 à 2), la perfusion tissulaire est significativement diminuée (Hubbell, 1996). La respiration est légèrement déprimée et on observe parfois une sévère hyperventilation superficielle, qui reste sans explication (Walsh, 2003). D'autres effets indésirables sont rapportés : diminution de la motilité gastro-intestinale, sudation, hyperglycémie, mictions augmentées (Hall et al., 2001).

La xylazine, la détomidine et la romifidine sont les molécules les plus utilisées. La xylazine a la plus courte durée d'action et la détomidine la plus longue. La romifidine est intermédiaire et elle semble par ailleurs provoquer moins d'ataxie (Hall et al., 2001), ce qui lui donne un certain avantage pour la réalisation d'un examen tel que l'endoscopie des voies respiratoires supérieures. L'administration se fait généralement par voie intraveineuse, la voie intramusculaire est possible mais les doses requises sont supérieures et le pic d'action est plus long, environ 30 à 40 minutes après administration. Une augmentation des doses augmente la durée des effets, et le niveau de sédation jusqu'à un certain seuil (Walsh, 2003). Un antagoniste spécifique, l'atipamézole, peut être utilisé chez des chevaux présentant une ataxie sévère mais il n'est pas conseillé en routine chez le cheval (Walsh, 2003).

◆ Les benzodiazépines

Les benzodiazépines ne doivent pas être utilisées seules chez le cheval adulte du fait de leurs propriétés myorelaxantes qui entraînent une ataxie marquée, parfois à l'origine d'épisodes de panique. Par contre le diazépam (par voie intraveineuse stricte et lente) ou le midazolam (par voie intraveineuse ou intramusculaire) sont intéressants à la dose de 0,1 à 0,25 mg/kg pour tranquilliser un poulain, qui se retrouve alors allongé (Hall et al., 2001).

◆ Les opioïdes

Ils assurent une analgésie efficace mais sont surtout utiles en combinaison avec d'autres agents. Utilisés seuls, ils ne sont pas sédatifs et peuvent au contraire provoquer une excitation. C'est pourquoi on les administre secondairement à un sédatif. Ils peuvent aussi entraîner une réduction de la motilité gastro-intestinale, surtout la morphine qui est un agoniste μ , alors que le butorphanol est agoniste μ partiel et agoniste κ , mais il semble que ce soit rarement un problème si on les utilise à des doses appropriées (Walsh, 2003).

◆ Associations : la neuroleptanalgie

Au sens strict, la neuroleptanalgie est une association de neuroleptiques (acépromazine) et d'analgésique (opioïdes). Aujourd'hui ce terme est utilisé pour décrire l'association d'un neuroleptique et d'un ou plusieurs analgésiques opioïde ou $\alpha 2$ -agoniste, ce qui permet d'abaisser les doses de tous les produits, diminuant ainsi les effets secondaires tout en potentialisant les effets recherchés (Walsh, 2003). Plusieurs combinaisons sont possibles, citons l'association $\alpha 2$ -agoniste et opioïde qui permet d'augmenter le niveau de sédation, de diminuer la sensibilité et les réveils inattendus et donc les coups de pied. Par contre, elle augmenterait l'ataxie, et le risque de réactions d'excitation si la durée d'action du sédatif est inférieure à celui de l'opioïde (Hall et al., 2001). Cette association peut être indiquée particulièrement chez un cheval douloureux.

L'association acépromazine et $\alpha 2$ -agoniste est aussi possible, elle est réalisée classiquement lorsque l'animal a reçu de l'acépromazine pour le calmer lors du transport. Il faut alors en tenir compte si le vétérinaire décide de le tranquilliser à l'aide d'un $\alpha 2$ -agoniste.

β Conséquences de la tranquillisation

Il faut toujours garder en mémoire que la tranquillisation interfère lors de l'évaluation fonctionnelle de certaines structures. Elle provoque un déplacement dorsal du voile du palais et modifie la mobilisation des cartilages aryténoïdes lors du test de la claque ou « slap-test » (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). Ce test consiste à claquer un côté du garrot du cheval, ce qui doit induire une adduction du cartilage aryténoïde controlatéral. Ducharme et al. (1991) ont étudié l'effet de l'administration de xylazine lors de l'évaluation des mouvements des cartilages aryténoïdiens. Chez certains chevaux sous sédation, les mouvements des cartilages semblaient plus synchrones, alors que pour d'autres les cartilages ne parvenaient plus à atteindre une abduction complète. La sédation avec de la xylazine peut donc diminuer l'amplitude du mouvement des cartilages aryténoïdiens, ce qui est parfois interprété comme une fausse hémiparésie (Ducharme et Hackett, 1992). A noter que Cook (1988) soutient que ce soi-disant artéfact est en fait un signe de neuropathie du nerf laryngé récurrent. Il y a donc quelques divergences d'opinion entre les auteurs, cependant Lane (1987) souligne qu'on ne peut conduire un examen combinant sédation et exercice intense, cet exercice étant souvent nécessaire pour évaluer le fonctionnement laryngé.

D'autre part, la tranquillisation peut provoquer un engorgement des tissus, ce qui modifie leur couleur. Il faut alors veiller à ne pas confondre la grande volute de l'ethmoïde avec un polype ou une tumeur (Lane, 1987).

Il est par conséquent généralement conseillé d'éviter de tranquilliser en première intention (Couroucé-Malblanc, 2004). Le vétérinaire doit alors faire preuve de patience et procéder à un examen avec des gestes lents et contrôlés pour éviter toute réaction de défense du cheval (Savage, 1997).

b) Anesthésie générale

L'anesthésie générale est rarement indiquée, elle compliquerait même la réalisation de l'endoscopie. En effet, elle provoque un engorgement massif de la muqueuse nasale et gêne le passage de l'instrument dans les poches gutturales lorsque l'animal est couché (Lane, 1993). Elle peut s'avérer nécessaire cependant pour réaliser l'examen complet du pharynx par exemple, qui nécessite que l'endoscope soit passé par la bouche pour observer les parties oropharyngées et la partie ventrale du laryngopharynx (Obadia et al, 1994). L'anesthésie générale est alors indiquée pour éviter des dommages à l'appareil par morsure (Lane, 1987). Mais ceci est rarement pratiqué et ne sera pas développé dans cette présentation.

Après avoir vérifié l'équipement endoscopique et préparé l'animal à l'examen, la procédure peut débuter.

C. La mise en œuvre de l'examen endoscopique

1. *Prise en main de l'appareil*

a) Comment tenir l'endoscope ?

La poignée de commande est habituellement tenue avec la main gauche (cf. figure 21), de sorte que l'index actionne le piston d'aspiration et le majeur celui de l'insufflation/rinçage, alors que la main droite contrôle le béquillage (Lecoindre et Cadoré, 1992). Le pouce gauche peut néanmoins actionner le béquillage vertical pendant que la main droite actionne le béquillage horizontal, manipule les accessoires dans le canal opérateur, ou dirige l'introduction de la sonde si besoin (Tams, 1990). Les nouvelles commandes des

vidéoendoscopes (freeze, réglage de la luminosité...) qui peuvent se trouver au niveau de la poignée sont habituellement manipulées avec le pouce ou l'index de la main gauche (Lamar, 1997).



Figure 21 : Prise en main de la poignée de commande (DH ENVL)

b) Les précautions à suivre

Il faut toujours veiller à bien tenir l'extrémité distale de l'endoscope lors du transport jusqu'au patient pour éviter qu'elle ne se courbe excessivement ou qu'elle ne se cogne contre un obstacle, ce qui risquerait d'endommager les faisceaux de fibres optiques et les systèmes de lentilles (Johnson et al., 1978).

D'autre part, les molettes de contrôle du béquillage de l'extrémité de la sonde doivent être manipulées avec précaution, surtout lors d'une procédure difficile au cours de laquelle on peut avoir tendance à être plus agressif (Tams, 1990).

Enfin, l'opérateur et l'assistant qui assure la progression de la sonde doivent être parfaitement synchronisés, notamment lors des mouvements de rotation de l'endoscope. Si ce n'est pas le cas, la gaine de la sonde risque d'être endommagée du fait des forces de torsion qui s'y appliquent.

2. Introduction de l'endoscope

Pour réaliser l'examen dans des conditions optimales, il est préférable que l'opérateur dispose de deux assistants : un tient l'animal tandis que l'autre s'occupe de l'insertion de la sonde, pendant que l'opérateur manipule la poignée de commande. Cette organisation permet de mieux contrôler la direction de l'appareil (Parente, 2002). L'opérateur doit de plus veiller à ce que l'assistant qui assure la progression de la sonde n'occlude pas involontairement le naseau controlatéral du cheval, ce qui est une cause fréquente de réaction de l'animal (Parente, 2002).

Avant d'introduire l'appareil, il est possible de pulvériser un anesthésique local dans le vestibule nasal du cheval ou d'appliquer un gel anesthésique sur l'extrémité distale de l'endoscope (Cadoré, 1992 ; Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). Certains auteurs préconisent de lubrifier l'extrémité de la sonde (en l'absence de gel anesthésique comme décrit ci-dessus) avec un gel soluble dans l'eau ou avec de l'eau en jouant sur les commandes de rinçage (Lamar, 1997).

La tête de l'animal étant maintenue par un aide, l'endoscope est présenté parallèlement à l'axe des cavités nasales puis est introduit dans le méat ventral, situé médialement et

ventralement au naseau. Etant donné que le plancher du naseau est plus haut que celui du méat ventral, une légère pression doit être appliquée lors de l'insertion de la sonde pour s'assurer qu'elle se dirige ventralement (Freeman, 1991). Il faut respecter cette orientation, ce qui évite en outre de pénétrer dans le diverticule nasal, ou « fausse narine », situé caudo-dorsalement (Sautet et al, 1989).

La progression lors des dix premiers centimètres doit se faire assez rapidement car les chevaux réagissent souvent, parfois violemment, à cet instant là (Cook, 1970b). Après les dix premiers centimètres, l'endoscope doit être manipulé très lentement (Savage, 1997). Cependant, il convient de souligner que cette progression doit toujours être facile. Toute difficulté doit encourager l'opérateur à retirer l'appareil qui pourrait entraîner des saignements abondants nécessitant de surseoir à l'examen (Cadoré, 1992). Notons que le propriétaire de l'animal doit toujours être prévenu de cette possibilité de saignements.

3. Procédure à respecter lors de l'examen des voies respiratoires supérieures du cheval

a) Inspection du tractus respiratoire

L'examen endoscopique du tractus respiratoire supérieur du cheval doit être réalisé avec méthode et soins (Embertson, 1997). L'inspection peut être statique ou dynamique (c'est-à-dire réalisée pendant un effort), mais dans tous les cas il est intéressant d'effectuer un examen complet des premières voies respiratoires de façon systématique, et notamment d'évaluer les deux cavités nasales (Savage, 1997). La plupart des anomalies sont détectables au repos et peuvent être photographiées, mais d'autres correspondent à des dysfonctionnements dynamiques qui sont évalués préférentiellement lors d'un effort et nécessitent un équipement vidéographique (Embertson, 1997).

Il est souvent plus facile d'avancer l'endoscope jusqu'au pharynx et de poursuivre avec l'évaluation anatomique et fonctionnelle des éléments du larynx, des poches gutturales puis de la trachée jusqu'à la bifurcation trachéo-bronchique si l'endoscope le permet. Les premières structures anatomiques (cornets nasaux, volutes ethmoïdales) seront examinées lors du retrait de l'endoscope (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004).

Une autre méthode consiste à examiner le méat ventral, le cornet nasal ventral et la partie ventrale du septum des cavités nasales lors de la progression du fibroscope puis les structures suivantes des voies respiratoires pour finir par les parties dorsales des cavités nasales au moment du retrait (Obadia et al, 1994). L'important est de mettre au point une procédure et de la suivre rigoureusement (Parente, 2003). L'examen détaillé de chaque structure sera présenté en troisième partie.

b) Prélèvements

L'endoscopie des voies respiratoires supérieures peut par ailleurs être l'occasion de prélever des échantillons en vue d'examens complémentaires : écouvillon de cellules pour examen cytologique, biopsie pour examen histologique, aspiration de mucus ou de liquide de lavage en vue d'examens cytologique, bactériologique ou parasitaire (Couroucé-Malblanc, 2004). Quelques conseils sont donnés ci-après pour la mise en œuvre pratique de ces examens.

α Réalisation d'une biopsie sous contrôle endoscopique

Pour obtenir un spécimen, l'endoscope est placé approximativement à 2 cm de la zone à biopsier, la pince est avancée jusqu'à ce qu'elle émerge du canal opérateur. Les mors sont ouverts et avancés jusqu'à ce qu'ils touchent la muqueuse puis ils sont refermés et la pince est retirée dans le canal ce qui permet de couper et d'extraire l'échantillon (Chamness, 2005). De nombreux spécimens doivent être prélevés, généralement à la jonction entre du tissu d'aspect normal et du tissu d'aspect anormal. Il est conseillé de les placer sur une compresse à l'aide d'une aiguille orange afin de les mettre ensemble dans le formol à la fin de l'examen (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004).

β Réalisation de prélèvements cytologiques sous contrôle endoscopique

Les prélèvements cytologiques sont réalisés à l'aide de brosses spéciales qui sont protégées dans une gaine avant d'être passées dans le canal opérateur. Seule l'extrémité de la brosse est sortie du canal pour prélever les cellules en frottant la lésion, puis la brosse est rentrée dans sa gaine et l'ensemble est ressorti. Les cellules sont transférées sur une lame de microscope en roulant l'extrémité de la brosse sur la lame (Chamness, 2005).

Il est aussi possible de prélever des cellules par aspiration du liquide à analyser, puis centrifugation et étalement du culot sur une lame de microscope.

Des incidents, souvent mineurs, peuvent cependant perturber l'examen. Il est important de les reconnaître et de savoir les éviter ou les maîtriser.

4. Incidents et complications

α L'image devient floue au cours de l'examen

La présence de buée, de sécrétions ou de débris peut obstruer la vision. Pour limiter ce phénomène, il est conseillé de pulvériser une petite quantité de fluide d'irrigation puis de sécher en insufflant de l'air, ceci tout au long de l'examen (Slovis, 2004). Il est également possible de venir se frotter contre une paroi, parfois de façon répétée, pour nettoyer la lentille (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004).

β Lésions traumatiques

Des saignements impressionnants peuvent se produire notamment lors de lésions du méat moyen ou de la grande volute ethmoïdale. Ils durent jusqu'à quelques dizaines de minutes, nécessitant de surseoir à l'examen, mais sont sans gravité pour l'animal (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). Ces accidents restent rares, du fait du revêtement souple et de la flexibilité de la section terminale, mais la possibilité d'une hémorragie doit toujours être signalée au propriétaire avant le début de la procédure. Cook (1974) n'a signalé aucun cas d'épistaxis sur 250 examens réalisés dans les premières années d'utilisation des fibroscopes. Si un tel accident survient, il est conseillé de mettre le cheval au calme, de lui rafraîchir la tête, éventuellement d'utiliser une irrigation d'adrénaline (10 mg dans 10 mL de sérum physiologique). Les produits tels que la vitamine K3 et ses dérivés sont peu utiles pour favoriser l'hémostase (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004).

χ Rétroflexion de l'endoscope

La rétroflexion de la sonde peut se produire lors d'une manipulation visant à introduire l'endoscope dans la trachée. Celui-ci étant mal dirigé, il peut se retrouver dans la cavité buccale, d'où un risque important de destruction par broyage des fibres optiques (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). Cet accident, qui coûte très cher, peut être évité en s'assurant de

localiser à tout moment l'endoscope précisément et en bloquant les molettes de contrôle du béquillage lors du passage dans la trachée. En cas de doute sur la localisation, il ne faut pas hésiter à retirer l'endoscope jusqu'à pouvoir identifier les structures explorées (Slovis, 2004).

δ Cas particulier de l'endoscopie des poches gutturales atteintes de mycose

L'endoscopie n'est pas un examen sans risque lors d'épistaxis suite à une mycose des poches gutturales. En effet, le stress du cheval peut relancer une hémorragie fatale, de même que le passage de l'endoscope dans la poche risque de disloquer un récent hématome, entraînant à nouveau une perte sanguine importante (Lane, 1987).

C'est pourquoi Lane (1987) conseille de se limiter à l'observation des écoulements sanguins au niveau des orifices pharyngiens des poches gutturales suite à une hémorragie récente. Le praticien pourra alors proposer au propriétaire de référer l'animal dans un centre de référence où sera envisagée une chirurgie après avoir localisé les lésions. Lors de l'examen endoscopique réalisé dans ce centre, l'équipe d'anesthésie et de chirurgie doit être prête à opérer l'animal en cas de saignement au cours de la procédure. Celle-ci est même parfois mise en œuvre directement dans le box d'induction.

Par ailleurs, il faut être conscient du fait que la réalisation d'un examen endoscopique ne se limite pas à l'observation des structures. Le vétérinaire doit maîtriser toute la procédure, jusqu'à l'entretien de l'équipement, ceci afin d'éviter des dommages parfois irréversibles au matériel.

D. Entretien de l'équipement endoscopique

Cette étape est d'une extrême importance, en effet la longévité et la fiabilité de ces appareils dépend d'un entretien minutieux et soutenu (Lecoindre et Cadoré, 1992). Quelques principes généraux d'entretien seront développés, mais il est important toujours suivre scrupuleusement les instructions du fabricant.

1. Matériel d'entretien

a) Le testeur d'étanchéité

Les fuites peuvent être à l'origine de dégâts potentiellement graves si des fluides venaient à entrer dans le corps de l'appareil (Burns, 2004) :

- Dans les fibroscopes, les liquides peuvent causer des dégâts irréversibles aux fibres optiques, la seule solution étant de les remplacer. A noter que les fibres optiques correspondent à la partie la plus chère de l'appareil et leur réparation peut coûter jusqu'à plusieurs milliers d'euros.

- Dans les vidéoendoscopes, les fluides risquent d'endommager les composants électroniques, à l'origine d'interférences, de couleurs modifiées voire de la destruction de puces électroniques.

La meilleure façon de protéger son endoscope est de réaliser un test d'étanchéité après chaque utilisation, et éventuellement avant utilisation s'il a été stocké pendant longtemps (Burns, 2004). Cette simple procédure ne prend pas plus d'une minute et doit devenir un véritable réflexe (Chamness, 2005).

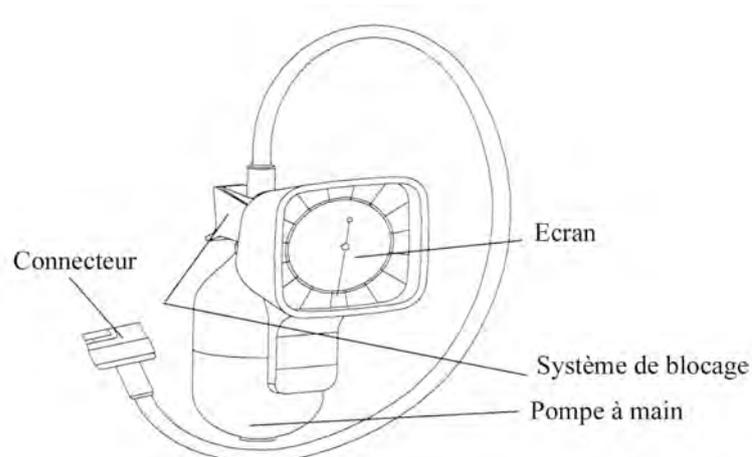


Figure 22 : Testeur d'étanchéité (d'après Storz, 2005)

Le testeur d'étanchéité (cf. figure 22) permet de vérifier l'étanchéité des endoscopes submersibles par pressurisation de l'intérieur. Pour réaliser le test, il faut tout d'abord mettre en place le cache au niveau du raccord de la sonde d'alimentation avec le vidéoprocasseur puis on branche le testeur. La pompe à main permet de monter la pression jusqu'à 160 mm Hg, celle-ci doit rester stable pendant plusieurs minutes. Si une fuite est détectée, il faut contacter le service de maintenance le plus rapidement possible : plus le liquide reste longtemps, plus les dégâts sont importants (Chamness, 2005).

b) Brosses de nettoyage des canaux

Il existe différentes modèles : à usage unique ou réutilisable, et de nombreux diamètres sont disponibles. Il faut bien choisir le diamètre adapté à son appareil, pour nettoyer de façon correcte sans abîmer l'endoscope (Burns, 2004).

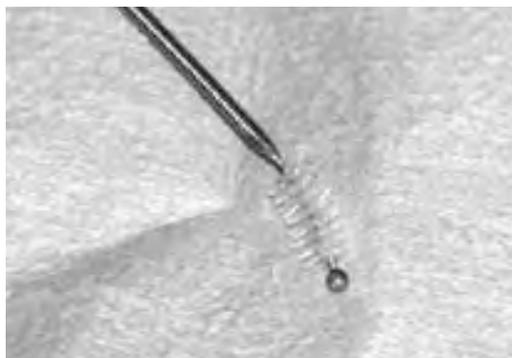


Figure 23 : Brosse de nettoyage (DH ENVL)

c) Kits de rinçage

Ces kits permettent de rincer les canaux et d'assurer un bon nettoyage s'ils sont correctement utilisés. Ils comprennent des tubulures spéciales que l'on connecte aux orifices des différents canaux et qui permettent d'injecter à l'aide de seringues des liquides de rinçage ou de désinfection (cf. figure 24).

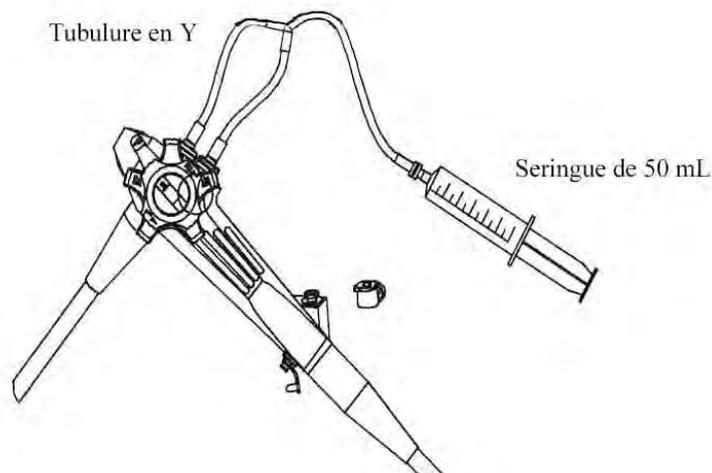


Figure 24 : Matériel de nettoyage (d'après Storz, 2005)

Des machines automatiques permettant le nettoyage et la désinfection du matériel d'endoscopie existent mais un tel investissement n'est pas réalisable dans une structure hospitalière vétérinaire (Tams, 1990). Les procédures recommandées ici sont suffisantes pour l'endoscopie en pratique vétérinaire. Il faut cependant respecter les étapes : nettoyage avec un détergent puis désinfection avec un désinfectant (en respectant le temps imparti), suivi d'un rinçage et du séchage de l'appareil.

2. Procédure de nettoyage et désinfection de l'équipement endoscopique

Du fait de la présence de systèmes de lentilles relativement exposés, de nombreux canaux de petit diamètre, de connexions électriques et de mécanismes de précision, un fibroscope doit être entretenu méticuleusement et nettoyé avec soins. D'autant plus que des dépôts organiques ou des débris restants peuvent compromettre les procédures de désinfection ou de stérilisation (Barlow, 1990).

a) Le nettoyage

α Pendant l'examen

Les fonctions de rinçage et d'insufflation doivent être utilisées en permanence au cours de l'examen endoscopique : elles permettent d'une part d'avoir une image correcte et d'autre part de rincer le canal pour éviter que des particules restent bloquées à l'intérieur (Lecoindre et Cadoré, 1992).

β Après chaque examen

L'endoscope doit être nettoyé après chaque examen. Si plusieurs chevaux sont examinés dans la même journée, une procédure limitée de nettoyage est habituellement adoptée, suivi par un protocole plus complet avant stockage du matériel (Tams, 1990). Cependant, si un patient est suspect d'être atteint par un processus infectieux potentiellement transmissible, un nettoyage méticuleux et une désinfection sont nécessaires, ce qui est souvent le cas en pratique.

Si l'endoscope est étanche, comme pour la plupart des nouveaux modèles, la poignée de contrôle peut être entièrement immergée. Cette étanchéité est permise par l'utilisation d'un revêtement imperméable associé à de nombreux joints au niveau des différentes connexions

(Barlow, 1990). Elle doit être vérifiée impérativement avant le nettoyage et idéalement avant et après chaque procédure, en utilisant un testeur de fuites (Burns, 2004). Cependant si l'endoscope utilisé n'est pas étanche, il faut être très prudent et nettoyer la poignée avec un chiffon humide, en évitant de trop mouiller (Lamar, 1997).

Certaines parties, comme les valves, doivent être séparées pour pouvoir enlever tout fluide, débris ou agents infectieux qui contamineraient l'appareil. Le nettoyage de l'endoscope peut se faire avec différentes solutions : une solution savonneuse chirurgicale (Lamar, 1997), ou une solution enzymatique spécialement conçue à cet effet (Chamness, 2005). Pour l'extérieur de l'endoscope, on peut utiliser un chiffon doux, des compresses, une brosse ou une éponge, en insistant au niveau des différentes valves où s'accumulent fréquemment des débris (Tams, 1990). Le diamètre du canal d'insufflation / rinçage étant très faible, il faut veiller à que son ouverture ne soit pas obstruée par des impuretés (Flynn, 1984).

Pour nettoyer l'intérieur du canal opérateur, il est possible d'immerger l'extrémité dans une solution savonneuse que l'on aspire. Cette opération doit se faire rapidement, avant que des fluides, tels que la salive ou du mucus qui auraient été aspirés, ne sèchent dans les canaux (Tams, 1990). Des brosses spéciales permettent de décoller tout corps étranger situé dans les canaux. Si la fonction d'aspiration n'est pas disponible, on peut irriguer les canaux en utilisant des seringues et les tubulures qui conviennent, ce matériel étant normalement fourni avec l'endoscope (Lamar, 1997).

b) Désinfection et stérilisation

En pratique vétérinaire, il est rare de procéder à une véritable stérilisation de l'appareil, on se contente habituellement d'une bonne désinfection. Les protocoles de désinfection sont variables d'un fabricant à l'autre, il faut toujours suivre les recommandations données avec l'appareil (Lamar, 1997).

La technique de stérilisation la plus classique et la plus ancienne utilise de l'oxyde d'éthylène sous forme de gaz. Chaque cycle nécessite un nettoyage préalable et un séchage minutieux de l'appareil, suivi d'une exposition au gaz, le tout prenant environ 10 heures dans une salle réservée à cet effet (Barlow, 1990). D'autre part, certaines pièces de l'endoscope peuvent être passées à l'autoclave, notamment les accessoires tels que pinces à biopsie, brosses, flacons, forceps (Chamness, 2005)... L'utilisation d'un système de nettoyage à ultrasons est particulièrement conseillée avant la stérilisation par la chaleur de ces instruments souvent difficiles à nettoyer (Barlow, 1990). Une alternative est de les faire tremper dans une solution de peroxyde d'hydrogène pour enlever les débris avant de les nettoyer avec de l'eau savonneuse.

Il est aujourd'hui fréquent de réaliser une stérilisation dite froide. On distingue habituellement deux types de désinfectants pouvant être utilisés: le glutaraldéhyde et les iodophores (Barlow, 1990). La dilution, le temps de contact du produit à utiliser, le rinçage et le séchage des différentes parties de l'endoscope, sont déterminés par le fabricant. Cette technique est aujourd'hui couramment utilisée, étant plus rapide et plus économique (Orsini, 1992). Par exemple, la sporicidine est un complexe à base de glutaraldéhyde qui a des effets bactéricide, fongicide, virucide et est totalement efficace après 10 minutes de trempage (Tams, 1990). C'est un produit non irritant, qui ne nécessite pas de rinçage avant utilisation des instruments, et n'endommage pas le matériel. Cependant la plupart des produits utilisés classiquement sont relativement toxiques, ce qui implique de prendre un certain nombre de précautions pour le manipulateur (gants, lunettes, masque...) et de rincer méticuleusement toutes les parties du matériel en contact avec le produit (Tams, 1990).

Le désinfectant utilisé à l'ENVL est un agent oxydant : l'acide peracétique (Anioxide 1000®), produit qui a connu un regain d'intérêt considérable dans les établissements de santé

ces dernières années dans la mesure où il fixerait moins les protéines (donc l'infectiosité des agents transmissibles non conventionnels) et serait moins toxique pour le personnel (CCLIN Sud-Est, 2005). Pour une efficacité optimale, il est important de toujours vérifier le taux d'acide présent dans la solution désinfectante (grâce à des bandelettes mises à dispositions par le fabricant) et de respecter les indications concernant la dilution du produit et le temps de trempage. L'acide peracétique est conforme aux normes AFNOR et européennes d'efficacité antimicrobiennes : action bactéricide, virucide, fongicide et sporicide. Néanmoins, il reste corrosif et irritant pour la peau et les muqueuses, ce qui implique de prendre des précautions particulières : port de gants, lunettes et masque appropriés. Pour plus de renseignements sur ce produit, consultez le document édité par la centre hospitalier Lyon Sud (CCLIN Sud-Est, 2005).

c) Rinçage

Suite à un nettoyage ou à une désinfection chimique, le rinçage est, sauf exception, indispensable. Il suit la même procédure que les immersions précédentes, en utilisant de l'eau propre, du sérum physiologique, ou mieux de l'eau stérile (Lecoindre et Cadoré, 1992). Il est conseillé de rincer avec de l'eau déminéralisée, particulièrement dans les régions où le calcaire risque de s'accumuler et d'obstruer les canaux.

d) Séchage

Après avoir nettoyé, désinfecté et rincé l'endoscope, il faut le sécher correctement. Pour éliminer l'eau du canal opérateur, on utilise la fonction d'aspiration. Pour le canal de rinçage, il faut déconnecter la bouteille d'eau puis appuyer sur le piston air/eau tout en maintenant le générateur de lumière allumé (Lamar, 1997). De l'air est insufflé dans le canal jusqu'à le vider de l'eau résiduelle (Tams, 1990).

Concernant les accessoires, on note que les pinces ont tendance à se bloquer dans la position dans laquelle elles ont été mises pour sécher. Il faut dans ce cas éviter d'essayer de les ouvrir avec force, ce qui risquerait de les casser (Tams, 1990). La meilleure solution est de les faire tremper dans de l'eau chaude ou de l'huile minérale pendant quelques secondes avant de les ouvrir doucement avec une aiguille de petit calibre ou en appuyant avec l'ongle. On s'assure ensuite que l'ouverture et la fermeture de la pince peuvent être commandées facilement par le contrôle habituel. Le fait de tremper l'extrémité des pinces dans de l'huile minérale avant de les stocker ou de laisser une petite éponge imbibée d'huile entre les deux mors de la pince pendant le stockage, peut prévenir ce phénomène de blocage (Tams, 1990).

APRES CHAQUE EXAMEN
<ul style="list-style-type: none"> - irrigation du canal aspiration / rinçage - aspiration d'eau pour rinçage du canal opérateur - nettoyage à l'eau de la partie extérieure du tube pour enlever toutes les sécrétions et les mucosités - brossage du canal opérateur et de l'extrémité de la sonde - déterSION des différents conduits avec des savons chirurgicaux - rinçage à l'eau stérile

Tableau 5 : Exemple de procédure de nettoyage de l'endoscope après examen (d'après Lecoindre et Cadoré, 1992)

e) Exemple de procédure

La procédure établie à l'école nationale vétérinaire de Lyon pour le nettoyage du vidéoendoscope est la suivante :

- Tout d'abord, précisons qu'il ne faut jamais rincer ou essuyer le vidéoendoscope avec de l'alcool.
- Réaliser avant toute chose un test d'étanchéité,
- Si le test d'étanchéité est bon, ôter la valve d'irrigation, la valve d'aspiration, la protection de l'orifice du canal à instrument ; puis immerger l'endoscope dans l'Anioxide 1000®. Il est conseillé de mettre des gants et de porter des lunettes et un masque du fait de la toxicité de cette molécule.
- Nettoyer l'extérieur de l'endoscope avec une compresse imbibée d'anioxyde 1000®.
- Laver l'intérieur de l'endoscope avec la brosse prévue à cet effet, sans faire d'aller-retour, en la glissant dans les trois canaux suivants:
 - Le canal à instrument, jusqu'à ce qu'elle sorte au bout de la sonde,
 - L'orifice proximal du port de bouton d'aspiration jusqu'à ce qu'elle atteigne l'admission du canal opérateur,
 - L'orifice distal du port de bouton d'aspiration jusqu'à ce qu'elle sorte au connecteur d'aspiration.
- Positionner le tube d'irrigation en Y sur les deux ports de boutons et le tube d'irrigation simple sur l'orifice du canal à instrument. Injecter 5 fois de l'Anioxide 1000® grâce à une seringue de 50mL branchée sur les tubes.
- Laisser tremper pendant dix minutes pour une action bactéricide, virucide, et fongicide ; trente minutes pour une action sporicide.
- Rincer l'endoscope dans le bac d'eau puis dans le bac d'eau déminéralisée en utilisant la même procédure que décrite ci-dessus (5 fois).
- Sécher l'extérieur avec une compresse et l'intérieur avec la vet-pompe.
- Passer une compresse imbibée d'alcool seulement sur la partie distale de l'endoscope, au niveau des lentilles.

3. Rangement



Un endoscope ne devrait jamais être laissé, même de façon temporaire, sur une table ou dans n'importe quelle position précaire d'où il risquerait de tomber ou d'être heurté (Tams, 1990). Dans une clinique, il est intéressant de ranger l'ensemble du matériel sur une colonne mobile (cf. figure 25), si le patient réagit violemment, l'équipement peut être déplacé rapidement en toute sécurité (Lamar, 1997).

En pratique ambulatoire, il faut transporter l'endoscope dans une valise adaptée, généralement celle dans laquelle il est livré (Lamar, 1997). Cette valise peut être utilisée pour le rangement, à condition de sécher correctement l'appareil (Lecoindre et Cadoré, 1992). Cependant, il est préférable de ranger l'endoscope sur un support adapté permettant de maintenir la sonde suspendue, ce qui évite la stagnation d'eau dans les canaux et la déformation de l'appareil (Tams, 1990). En effet, l'humidité peut être à l'origine de détériorations et de contaminations bactériennes. De plus, le fait de rouler l'endoscope de manière répétée risque d'altérer les fibres

Figure 25 : Colonne d'endoscopie (DH ENVL)

optiques, le système de béquillage et les systèmes d'ouverture des pinces à biopsie (Lecoindre et Cadoré, 1992).

On conseille habituellement de stocker les pinces et autres accessoires de la même façon, dans une zone où le passage est limité, relativement à l'abri de la poussière et à température ambiante (Johnson et al., 1978). En pratique ambulatoire, il est conseillé de marquer l'endoscope avec son nom ou son numéro de sécurité social pour pouvoir l'identifier en cas de vol (Lamar, 1997).

Le fonctionnement et les précautions d'utilisation de l'équipement endoscopique étant désormais connus, nous allons nous intéresser en détail aux images qu'il est possible d'observer lors de l'examen des voies respiratoires supérieures du cheval.

III. ASPECT ENDOSCOPIQUE DES STRUCTURES COMPOSANT LES VOIES RESPIRATOIRES SUPERIEURES DU CHEVAL

Le fait de connaître et de savoir reconnaître l'aspect structurel et fonctionnel normal des structures lors d'un examen endoscopique chez le cheval est une étape incontournable pour pouvoir ensuite déceler des anomalies. Pour chaque partie de l'appareil respiratoire, des rappels anatomiques seront remis en place avant de présenter l'aspect endoscopique des structures observables. Quelques pathologies classiques seront brièvement évoquées.

A. Indications de l'examen endoscopique des premières voies respiratoires

Les problèmes respiratoires constituent le deuxième motif de consultation en clinique équine. Parmi ceux-ci, les pathologies des voies respiratoires supérieures présentent une importance particulière du fait de leurs fréquentes répercussions sur le niveau d'exercice du cheval (Obadia et al, 1994). Pour Parente (2003), l'endoscopie est le premier examen complémentaire à réaliser lors de l'évaluation des voies respiratoires supérieures, les résultats devant toujours être interprétés en fonction de l'anamnèse et l'examen clinique. Cet examen clinique est une étape essentielle, incontournable, qui doit toujours précéder l'endoscopie, et qui inclut habituellement la palpation de la trachée, la recherche de toute déformation faciale ou de jetage, l'évaluation des flux sortant de chaque naseau, la palpation de la région de la gorge et des poches gutturales (Parente, 2003). Une étude réalisée par Raphel (1982) montre que sur 479 chevaux examinés, 8,6 % présentaient des anomalies au niveau de l'appareil respiratoire supérieur, souvent sans conséquence clinique. Ceci montre que l'endoscopie doit rester un examen complémentaire, à interpréter en fonction de l'historique de l'animal et de sa maladie (Cadoré, 1992).

Les principales indications de l'endoscopie des voies respiratoires du cheval sont résumées dans le tableau ci-dessous.

Signes respiratoires	Epistaxis Bruits respiratoires Jetage Toux et expectorations
Signes digestifs	Dysphagie
Signes nerveux	Dysphagie Déficit des nerfs crâniens Anomalies du port de la tête Anomalies localisées de la sudation

Tableau 6 : Indications de l'endoscopie de l'appareil respiratoire du cheval (d'après Cadoré, 1992)

Soulignons néanmoins que l'endoscopie peut être non seulement un moyen diagnostique, mais aussi thérapeutique. Par exemple, des corps étrangers peuvent être retirés à l'aide de pinces spéciales, le laser est utilisé pour enlever des polypes ou des granulomes, et des lavages à visée thérapeutique peuvent être réalisés grâce au canal à instruments (Slovic, 2004)...

Examinons maintenant les différents étages des premières voies respiratoires du cheval en précisant leur aspect endoscopique.

B. Cavités nasales et sinus

Les affections des cavités nasales sont importantes à considérer chez le cheval car ces voies constituent le seul passage normal de l'air respiratoire. Une obstruction statique ou dynamique entraîne une augmentation importante des résistances au passage de l'air, qui ne peuvent être diminuées par une respiration buccale contrairement à d'autres espèces, et sont à l'origine de bruits anormaux voire d'intolérance à l'effort (Obadia et al, 1994).

1. Rappels anatomiques

a) Conformation

Les cavités nasales sont des structures paires qui s'ouvrent sur le milieu extérieur par les naseaux. Elles communiquent avec le pharynx caudalement, par deux ouvertures dénommées choanes. L'os ethmoïde les sépare du crâne, alors que le palais osseux les sépare de la bouche, constituant ainsi leur plancher (Barone, 1997). Le septum nasal, plaque cartilagineuse en continuité avec l'os vomer ventralement et l'os ethmoïde caudalement, permet de distinguer les cavités nasales droite et gauche. Les parois de chaque cavité nasale sont donc constituées par les os de la face dorsalement et latéralement, par le palais dur ventralement et par le septum nasal médialement (Obadia et al, 1994).

L'espace délimité est en grande partie occupé par deux lames osseuses enroulées sur elles-mêmes formant les cornets nasaux (cf. figure 26). Elles sont recouvertes d'une muqueuse très richement vascularisée dont le rôle est de réchauffer et d'humidifier l'air inspiré (Sautet et al, 1989).

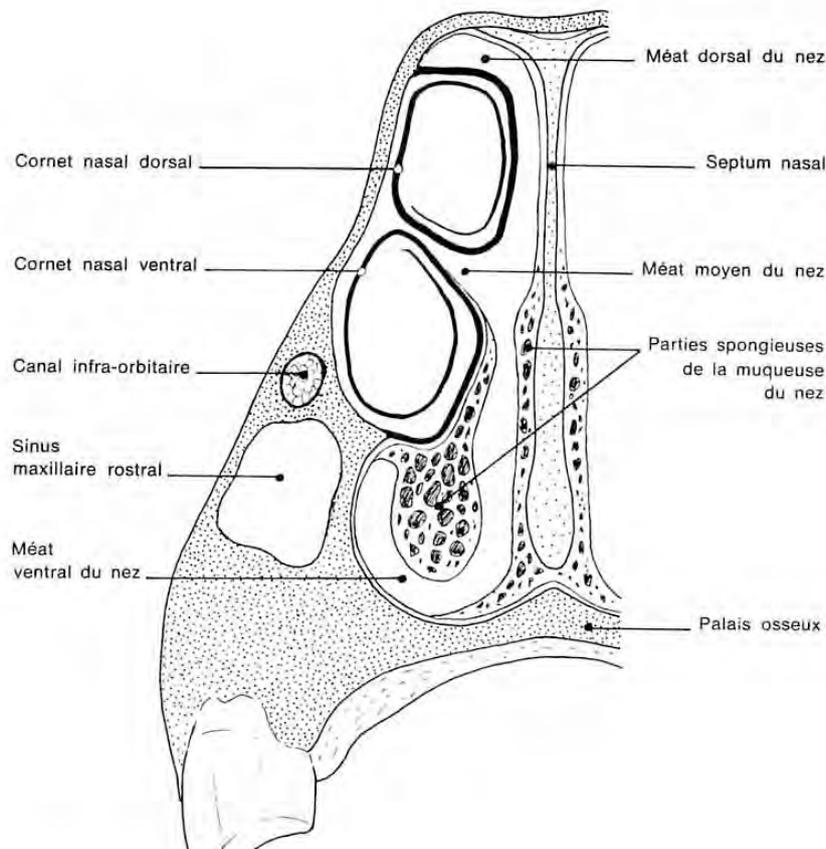


Figure 26 : Schéma d'une coupe transversale des cavités nasales d'un cheval (d'après Barone, 1997)

b) Les cornets nasaux

α Le cornet nasal dorsal

Le cornet nasal dorsal s'insère sur la crête ethmoïdale le long de la face interne de l'os nasal et s'enroule en direction ventrale (cf. figure 26), délimitant ainsi un sinus conchal dorsal (Barone, 1997). Il s'étend de la plaque criblée de l'os ethmoïde jusqu'au niveau de la première prémolaire. Puis il est prolongé rostralement par un processus cartilagineux soutenant un relief de muqueuse qui constitue le pli droit, situé dorsalement jusqu'au plafond du vestibule nasal.

Un septum transversal complet sépare la partie rostrale du cornet nasal dorsal, formée de cellules, et sa partie caudale qui forme le sinus conchal dorsal (ou compartiment rostral du sinus frontal).

β Le cornet nasal ventral

Le cornet nasal ventral est plus gros mais plus court : il s'étend vers l'avant entre la première et la sixième molaire et s'insère sur la crête conchale, face interne de l'os maxillaire (Obadia et al, 1994). Il s'enroule simplement du côté dorsal chez les Equidés (cf. figure 26), où une cloison transverse délimite caudalement un sinus conchal ventral. L'extrémité rostrale se prolonge par un cartilage soutenant un fort relief de muqueuse, le pli alaire, qui rejoint la paroi latéro-dorsale du vestibule nasal sous la lame du cartilage alaire (Barone, 1997). Ce pli alaire sépare la narine vraie, appelée vestibule nasal et située ventralement, de la fausse narine, sorte de cul-de-sac situé dorsalement et aussi nommé diverticule nasal (Freeman, 1991). Un autre pli, le pli basal, s'étend du cornet ventral au plancher du vestibule nasal, ventralement au pli alaire (Sautet et al, 1989).

c) Les méats

Ces deux cornets délimitent trois espaces ou méats (cf. figure 27), qui communiquent médialement par un espace commun vertical et étroit, situé tout le long du septum nasal : le méat commun du nez. Celui-ci est presque virtuel en regard des cornets qui arrivent au voisinage immédiat du septum, sinon à son contact (Barone, 1997).

- Le méat dorsal est un passage étroit entre la paroi dorsale des cavités nasales et le cornet dorsal. Son extrémité caudale aboutit au plafond du labyrinthe ethmoïdal.
- Le méat moyen est délimité par les cornets nasaux dorsal et ventral. Il s'étend de la face dorsale du pli alaire au labyrinthe ethmoïdal, auquel il semble apporter plus spécialement les effluves olfactives (Barone, 1997). Il communique avec les sinus dans sa partie caudale par l'ouverture nasomaxillaire (Slovis, 2004).
- Le méat ventral est le plus large et le plus court, il se situe entre le cornet nasal ventral et le plancher des cavités nasales. Il débouche directement dans le nasopharynx, constituant le principal passage de l'air respiratoire.

d) La région ethmoïdienne

Les volutes de l'ethmoïde sont situées dans la partie dorsale de l'extrémité caudale des cavités nasales, en regard du méat moyen (Sautet et al, 1989). Ce sont des lames osseuses très minces, fragiles, enroulées sur elles-mêmes et recouvertes d'une muqueuse olfactive. Elles sont séparées de nombreux petits passages, les méats ethmoïdaux, qui constituent le labyrinthe ethmoïdal ou olfactif (Nickels, 1997). Ces anfractuosités permettent d'accroître la

surface de la muqueuse olfactive et probablement de ralentir la circulation de l'air à son contact (Barone, 1997).

On distingue les volutes endoturbinales et les volutes ectoturbinales. Elles s'attachent toutes sur la lame criblée de l'éthmoïde et s'insèrent aussi latéralement sur la lame papyracée, mais seules les endoturbinales rejoignent le plan médian. La plus dorsale et la plus volumineuse de ces volutes est la « grande volute de l'éthmoïde » ou volute endoturbinale I. Elle correspond au cornet nasal moyen (Barone, 1997). Les volutes endoturbinales II, III et IV sont les structures visibles du labyrinthe ethmoïdal sur une section sagittale de la tête passant près du septum. Les volutes ectoturbinales sont plus petites, plus nombreuses et plus latérales.

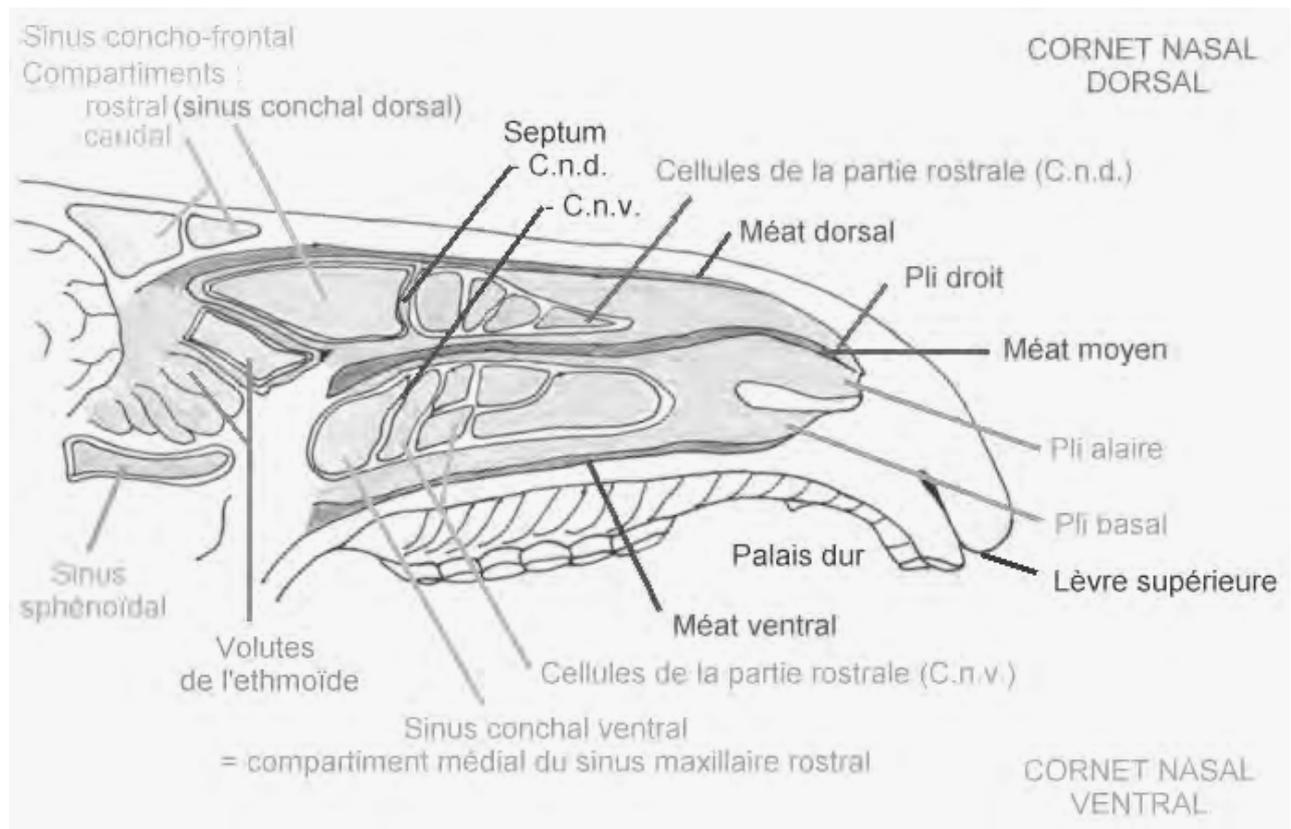


Figure 27 : Schéma d'une coupe sagittale des cavités nasales d'un cheval (d'après Barone, 1997)

e) Les sinus paranasaux

Les sinus paranasaux, dénommés par abréviation sinus, sont des annexes des cavités nasales, dont ils constituent des sortes de diverticules et avec lesquelles ils communiquent toujours (Barone, 1997). Multiples et anfractueux, ils apparaissent rapidement dans le jeune âge et se développent lentement presque toute la vie, occupant un espace important chez le cheval. On distingue les sinus frontaux, conchaux, maxillaires et sphéno-palatins (cf. figure 28).

α Le groupe conchal

Ce groupe comprend les cavités limitées par les parties caudales des cornets nasaux et les cavités des volutes de l'éthmoïde.

Chez les Equidés, le sinus conchal dorsal est formé par la partie caudale du cornet nasal dorsal, il s'annexe le sinus frontal et s'ouvre dans le sinus maxillaire caudal.

Le sinus conchal ventral forme une cavité bulleuse qui entre dans la constitution du sinus maxillaire rostral (Barone, 1999).

Le sinus conchal moyen ou sinus ethmoïdal correspond à la cavité du premier endoturbinat.

β Le groupe frontal

Ce sinus, très étendu et compliqué, ne communique avec la cavité nasale que par l'intermédiaire du sinus maxillaire caudal par l'ostium fronto-maxillaire : certaines affections peuvent ainsi se transmettre d'un sinus à l'autre (Sautet et al, 1989). Son compartiment rostral est formé par le sinus conchal dorsal, c'est pourquoi on parle parfois de sinus concho-frontal.

γ Le groupe maxillaire

Il est divisé en deux parties par une lame osseuse qui sépare le sinus maxillaire crânial du sinus maxillaire caudal. Les deux compartiments communiquent avec le méat moyen par une fente allongée, l'orifice naso-maxillaire commun. Les sinus concho-frontal et sphénoïdal débouchent dans le compartiment caudal (Barone, 1999).

δ Le sinus sphénoïdal

C'est un sinus peu important creusé dans l'os présphénoïde et étendu dans l'os palatin, qui communique avec le sinus maxillaire caudal (Barone, 1999).

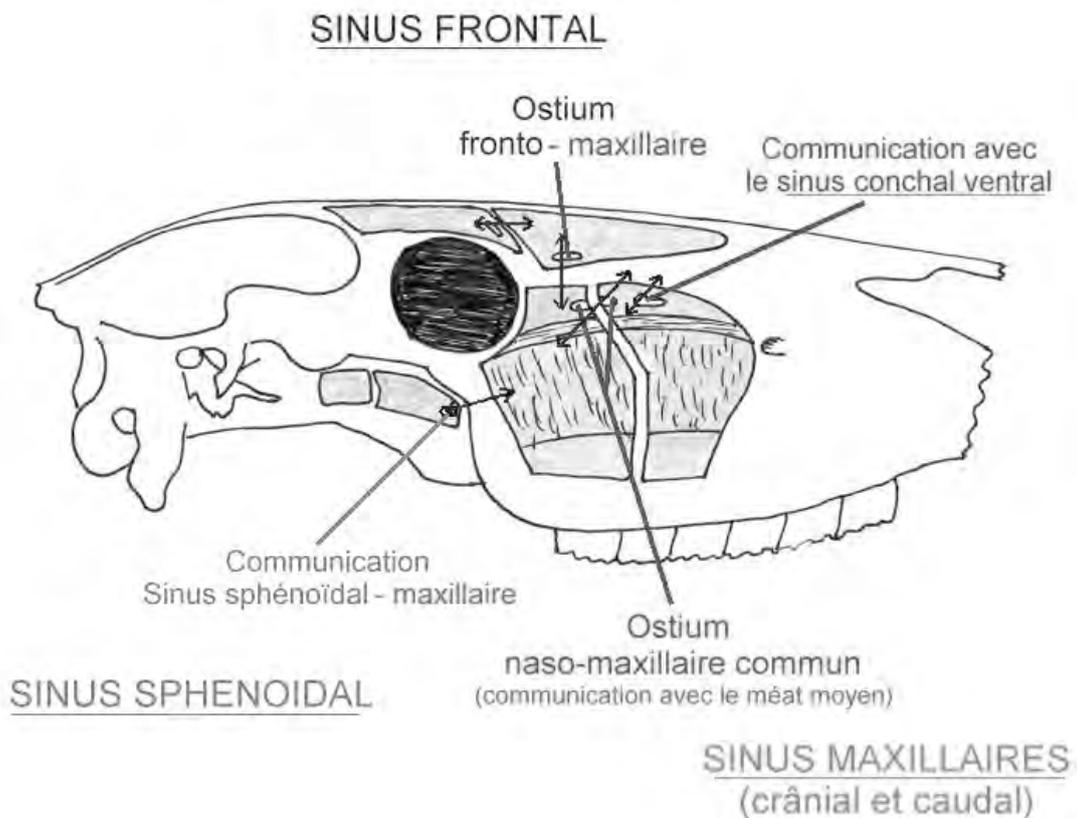


Figure 28 : Schéma des sinus d'un cheval (d'après Barone, 1997)

2. Examen endoscopique des cavités nasales

a) Méthode d'examen

Lors d'un examen approfondi des cavités nasales, l'endoscope est introduit dans le méat ventral et dans le méat moyen, à droite et à gauche (Couroucé-Malblanc, 2004). Le méat dorsal peut aussi être évalué (Savage, 1997), mais celui-ci est beaucoup plus sensible que les autres méats (Sautet et al, 1989) et il faut utiliser un endoscope de plus petit diamètre que ceux utilisés classiquement dans l'inspection des voies respiratoire supérieures du cheval. C'est pourquoi il est rarement possible d'inspecter le méat dorsal dans sa totalité, on se contente alors d'un aperçu obtenu à partir du méat commun. L'important est de définir une procédure pour être le plus complet possible (Nickels, 1997). Nous vous proposons la suivante.

Dès le début de son trajet, après avoir franchi le vestibule nasal en évitant de buter dans la fausse narine, l'endoscope est dirigé dans le méat ventral, entre le pli basal et le plancher des cavités nasales (Sautet et al, 1989). Après avoir bien examiné le méat ventral, on suit une direction dorsale et médiale, permettant d'accéder, via le méat commun, au méat moyen. Le méat moyen permet d'aboutir caudalement au labyrinthe ethmoïdal (Slovis, 2004). La grande volute de l'ethmoïde apparaît alors encadrée par le bord ventral du cornet nasal dorsal et par le vomer. Elle masque en partie les autres volutes endoturbinales qui dessinent une sorte de réseau au fond de la cavité nasale. Cette position permet de plus d'inspecter la région de drainage de l'ostium naso-maxillaire, celui-ci n'étant pas visible directement sur un cheval sain (Rush et Mair, 2004).

b) Observations

α Cavités nasales

◆ Structures accessibles lors de l'examen

L'examen endoscopique permet donc d'inspecter en totalité les méats ventraux et moyens, et une partie des méats communs et des volutes de l'ethmoïde. Mais il faut souligner que d'autres structures des cavités nasales ne sont pas accessibles à l'examen endoscopique :

- les volutes de l'ethmoïde ectoturbinales, beaucoup plus latérales,
- l'ostium naso-maxillaire,
- le méat dorsal, qui est plus petit et plus sensible.

◆ Observations importantes

Lors de l'examen, il faut être attentif à l'aspect de la muqueuse et à la présence d'éventuelles masses ou sécrétions anormales. Attention à ne pas confondre la grande volute de l'ethmoïde avec un polype ou une tumeur, surtout si l'animal a été tranquilisé, ce qui provoque un engorgement des tissus et modifie leur couleur (Lane, 1987). Une check liste des éléments à observer lors d'une endoscopie des cavités nasales peut être proposée (Lane, 1993) :

- Est-ce que le méat ventral est rétréci (comparer avec l'autre côté) ?
 - S'il y a rétrécissement, est-il dû à une distension des cornets ? Cornet ventral ou dorsal ?
 - Est-il dû à une masse de tissus mous ? Est-ce que la couleur de la masse suggère un diagnostic de tumeur, de kyste ou d'hématome de l'ethmoïde ?

- Est-ce que cette masse s'observe caudalement au septum et peut être observée en passant l'endoscope par la cavité nasale opposée ?
 - Est-ce qu'il y a excrétion de mucus, de pus ou de sang par le méat nasomaxillaire ? Celui-ci est-il rétréci ou obstrué ?
 - Est-ce que la muqueuse des cornets présente des signes de nécrose, d'ulcérations ou d'hémorragies ?

◆ Intérêts et limites de l'endoscopie des cavités nasales

L'endoscopie est un examen particulièrement intéressant pour détecter de nombreuses anomalies au niveau des cavités nasales (cf. annexe 2) : hématome de l'ethmoïde, néoplasie, corps étranger, mycose, rhinite, traumatismes... Les signes cliniques les plus fréquemment retrouvés lors de ces affections sont un bruit respiratoire anormal et/ou du jetage qui peut être de nature varié, séreux, muqueux, purulent ou sanguinolent (Nickels, 1997). La palpation des colonnes d'air sortant des nasaux révèle une absence, une réduction ou une asymétrie du flux (Lane, 1987).

Cependant, il peut parfois être difficile d'observer de légères déviations ou de légers gonflements du fait de la faible surface visualisée grâce à l'appareil (Parente, 2003). De plus, étant donné l'inaccessibilité de certaines structures, ce ne doit pas être un examen exclusif. Il peut s'avérer intéressant au contraire de l'associer à la radiographie qui pourra par exemple permettre de détecter un hématome de l'ethmoïde situé sur la surface nasale des volutes endoturbinales (Lane, 1993).

β Sinus

L'intérieur des sinus n'est pas accessible à l'examen endoscopique par voie nasale. Par contre, lors de sinusite, des écoulements anormaux sont souvent observés dans la partie caudale du méat moyen (Couroucé-Malblanc, 2004). Selon Cook (1974), l'ouverture nasomaxillaire peut devenir visible, ce qui permettrait de réaliser une irrigation des sinus, à visée diagnostique et thérapeutique, en introduisant un cathéter fin et rigide dans le méat. Ce cas semble exceptionnel, puisqu'au contraire l'inflammation des muqueuses et l'accumulation d'exsudats purulents rendent l'examen endoscopique parfois difficile, et peuvent entraîner une fermeture de l'ostium empêchant tout drainage (Rush et Mair, 2004). La réalisation de radiographies est alors plus fiable pour diagnostiquer une telle affection et une trépanation chirurgicale est souvent nécessaire pour la traiter définitivement (Lane, 1987). Une sinusoscopie est classiquement réalisée en introduisant un endoscope rigide par l'orifice de trépanation (Perrin, 1998).

C. Pharynx et larynx

1. Rappels anatomiques

a) Le pharynx

α Conformation externe

Le pharynx, organe creux en forme d'entonnoir, est le carrefour des voies digestives et respiratoires ; il reçoit en outre le débouché des trompes auditives, anciennement nommées « trompes d'Eustache », qui mènent aux poches gutturales. On lui décrit deux extrémités et quatre faces (Barone, 1997):

- L'extrémité rostrale, large, communique dorsalement avec les cavités nasales par les choanes, et ventralement avec la cavité buccale par l'isthme du gosier (constitué des arcs palato-glosses et de la racine de la langue) ;
- L'extrémité caudale se rétrécit et se continue sans démarcation avec l'œsophage ;
- La face dorsale présente un raphé fibreux, le fascia pharyngo-basilaire, qui constitue la charpente sur laquelle se porte les muscles pharyngiens et permet l'attache du pharynx à l'os sphénoïde ;
- Les faces latérales sont en rapport avec les poches gutturales ;
- La face ventrale est virtuelle, constituée de la racine de la langue et du larynx.

β Conformation interne

Le pharynx du cheval est relativement étroit et constitué de trois parties : le nasopharynx, portion respiratoire ; l'oropharynx, qui prolonge la bouche ; et le laryngopharynx, situé dorsalement au larynx et qui se continue par l'œsophage (Barone, 1997). Chez les Equidés, dont le palais mou est très long et s'engage toujours sous l'épiglotte au repos, l'oropharynx est moins nettement individualisé, sauf dans sa partie rostrale, le gosier, qui semble annexé à la cavité orale. Du fait de cette disposition du palais, la respiration orale est impossible chez ces animaux, et le vomissement, fort rare, s'effectue par voie nasale.

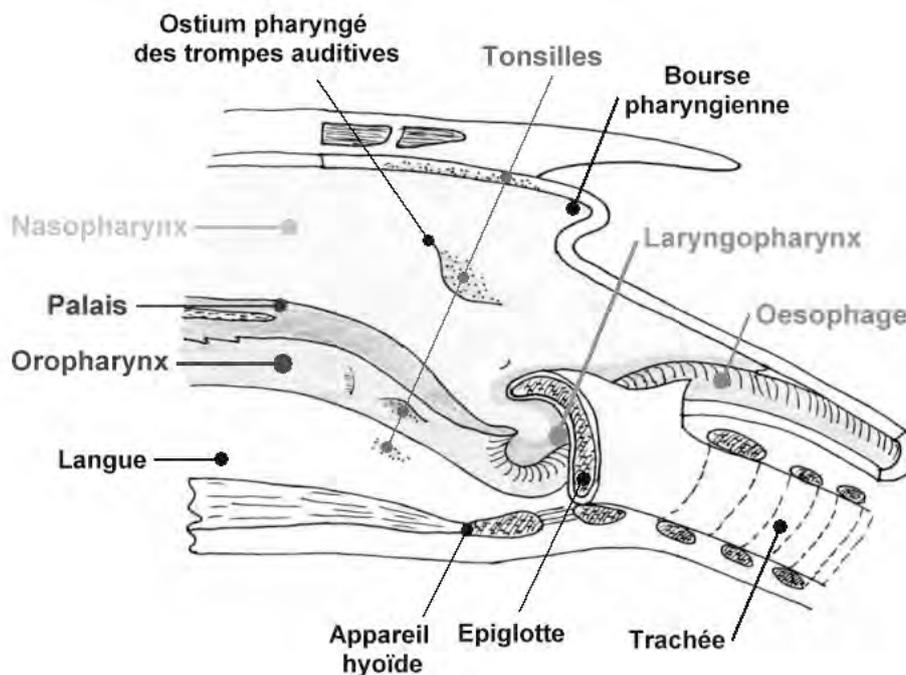


Figure 29 : Schéma d'une coupe sagittale du pharynx d'un cheval (d'après Barone, 1997)

◆ Le nasopharynx

Le nasopharynx, ou rhinopharynx, est la partie la plus développée du pharynx des mammifères domestiques, elle s'étend des choanes à l'ostium intrapharyngien. Sa paroi dorsale présente une partie rostrale adossée à la base du crâne et appelée le fornix du pharynx. On observe chez les Equidés un récessus dorsal, situé juste sous l'os sphénoïde, le récessus pharyngien, d'où s'ouvre de façon inconstante une étroite invagination canaliforme appelée bourse pharyngienne (Barone, 1997). Chaque paroi latérale porte l'ostium pharyngien de la trompe auditive, allongé en forme de fente, situé presque à l'aplomb de la pointe de l'épiglotte. Dorso-caudalement, le cartilage de la muqueuse détermine un relief, le torus

tubaire, alors que rostro-ventralement un autre relief formé par le muscle élévateur du voile du palais constitue le torus de l'élévateur.

◆ L'oropharynx

C'est la partie du pharynx en contact avec le bol alimentaire, on lui reconnaît deux portions (Barone, 1997):

- La partie orale qui correspond au gosier, canal étroit entre la racine de la langue et le voile du palais, qui communique avec la bouche par l'isthme du gosier et est délimité par les arcs palato-glosses. Elle est à peu près virtuelle au repos et communique avec le reste du pharynx par une mince fente transversale en forme d'arc située entre le bord libre du voile du palais et la vallécule épiglottique ;
- Caudalement au voile du palais, l'oropharynx proprement dit, qui communique avec le nasopharynx par l'ostium intrapharyngien. Cet ostium, d'environ cinq centimètres de diamètre, est délimité de chaque côté par un arc palato-pharyngien qui part du bord correspondant du voile du palais, se porte caudalement et rejoint son opposé sur la paroi dorsale du pharynx.

◆ Le laryngopharynx

La partie laryngienne du pharynx ou laryngopharynx s'organise autour de l'entrée du larynx, de la base de l'épiglotte à l'entrée de l'œsophage. On y décrit trois éléments principaux (cf. figure 30):

- la vallécule épiglottique, large sillon entre l'épiglotte et la racine de la langue ;
- le récessus piriforme, profonde gouttière qui continue l'extrémité correspondante de la vallécule épiglottique pour aller jusque près de l'entrée de l'œsophage ;
- le vestibule de l'œsophage, localisé dorsalement et caudalement à l'entrée du larynx.

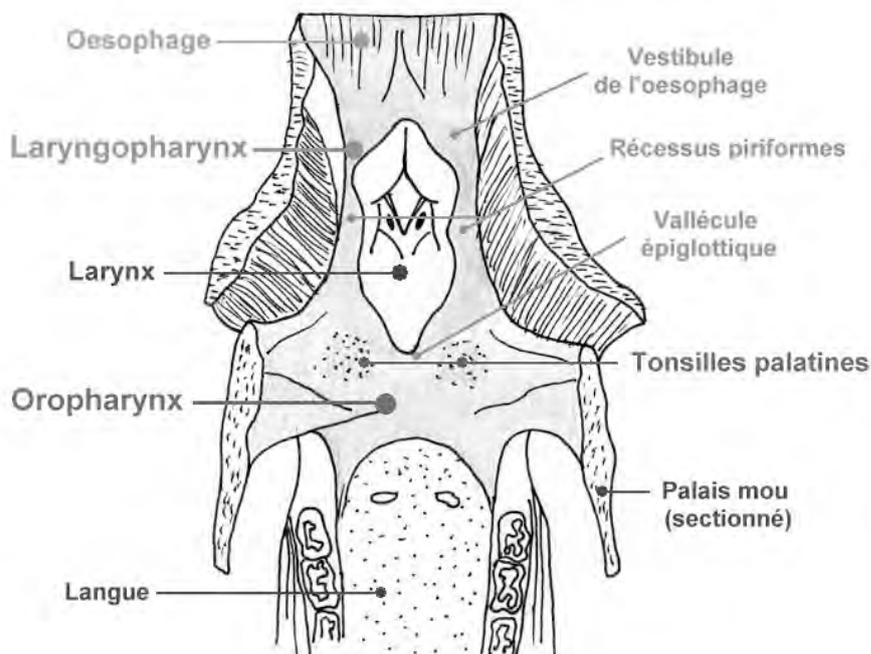


Figure 30 : Schéma du pharynx d'un cheval après section de sa paroi dorsale et du voile du palais (d'après Barone, 1997)

◆ La muqueuse

Une particularité intéressante de la muqueuse pharyngienne est qu'elle contient des agrégats diffus de tissus lymphatiques qui constituent dans certaines régions les tonsilles :

- tonsilles palatines (ou « amygdales ») dans les dépressions en arrière des arcs palato-glosses,
- tonsilles pharyngiennes dans la bourse du pharynx,
- tonsilles tubaires au niveau des ostiums pharyngés des trompes auditives (Baker, 1997).

b) Le larynx

Le larynx est un organe creux qui contrôle le transit de l'air entre le pharynx et la trachée. Il peut en faire varier le débit ou lui imprimer des vibrations, qui sont à la base de la phonation (Barone, 1997). Il assure aussi la protection des voies respiratoires profondes contre les contaminations par des aliments (Obadia et al, 1994).

α Structure du larynx

Le larynx est constitué par l'assemblage de cinq pièces cartilagineuses unies par des ligaments et mobilisées par une musculature particulière (cf. figure 31). On distingue les cartilages impairs et médians : cricoïde, thyroïde, et épiglottique; et les pairs : les aryténoïdes. Ils s'articulent entre eux mais aussi à la trachée et à l'appareil hyoïde.

- Les cartilages cricoïde et thyroïde servent de soutien et d'appui pour les autres cartilages;
- L'épiglotte est mobile et permet l'ouverture et la fermeture du larynx lors de la déglutition;
- Les aryténoïdes sont très mobiles, leurs mouvements permettent, grâce à la mobilisation des cordes vocales, de réguler le débit d'air et d'agir sur la qualité des sons émis.

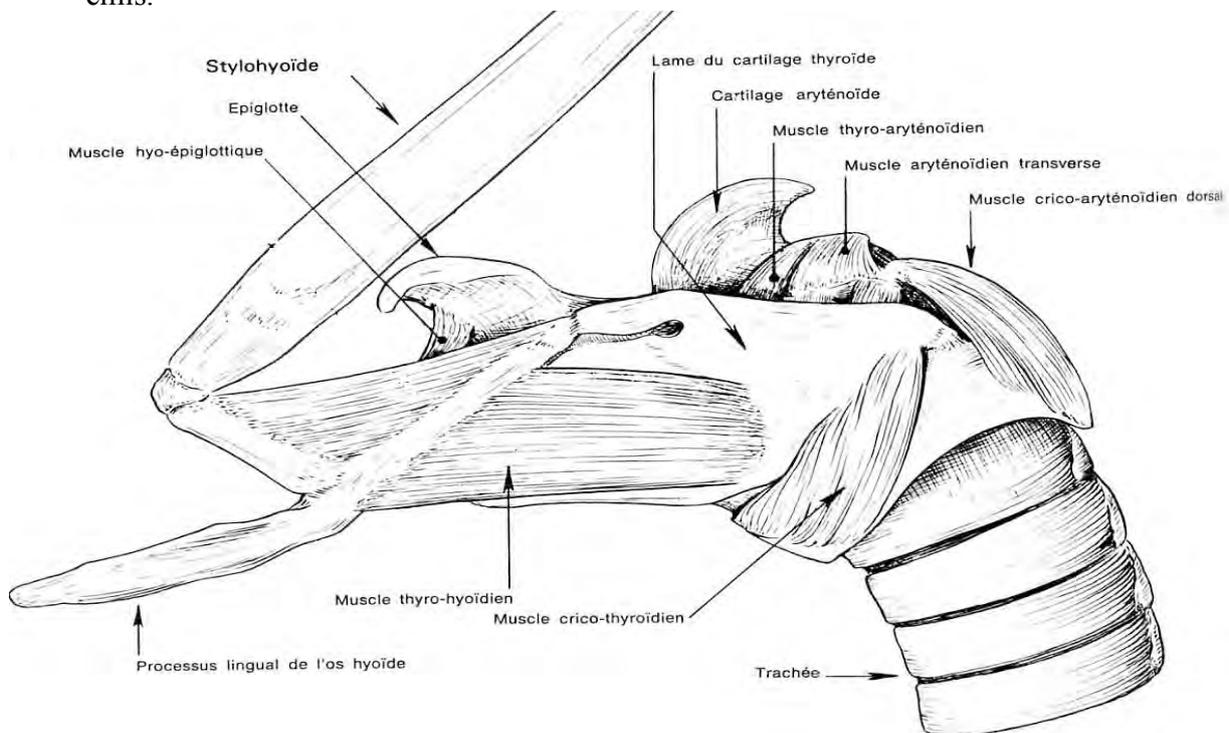


Figure 31 : Structure du larynx (d'après Barone, 1997)

β Rapports anatomiques du larynx

D'une dizaine de centimètres de long, à peu près autant dorso-ventralement, pour six centimètres de largeur, le larynx est couvert dorsalement par le pharynx, ventralement et latéralement par les muscles cervicaux ventraux. Chez les Equidés, il est en grande partie cachée sous l'angle de la mandibule et s'engage complètement dans l'espace intermandibulaire quand la tête est fléchie (Barone, 1997). Sa topographie varie beaucoup selon l'attitude : largement dégagé lors d'une extension forcée, élevé pendant la déglutition ou au contraire abaissé lors d'une inspiration forcée (Barone, 1997).

χ Conformation intérieure

La cavité laryngée est séparée en deux parties, supra- et infraglottique, par la saillie des cordes vocales et la base des aryténoïdes, qui constituent la glotte (Barone, 1997).

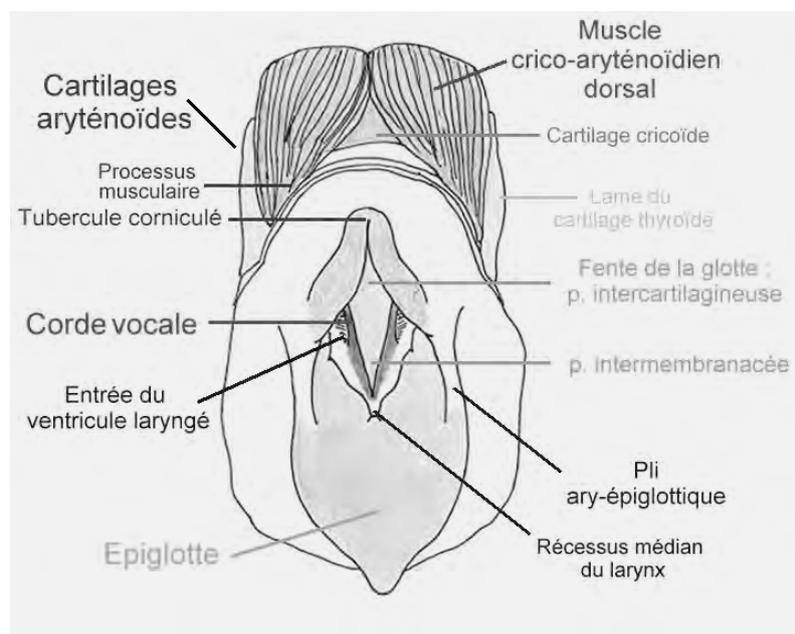


Figure 32 : Schéma de l'entrée du larynx (d'après Barone, 1997)

◆ La partie supraglottique

La partie supraglottique, plus ample et plus irrégulière, est appelée « vestibule du larynx ». Elle communique avec le pharynx par l'entrée du larynx, celle-ci étant délimitée rostro-ventralement par l'épiglotte, dorso-caudalement par les cartilages aryténoïdes, et latéralement par les plis ary-épiglottiques, tendus du bord latéral de l'épiglotte à celui du cartilage aryténoïde correspondant (Barone, 1997).

La paroi du vestibule est soulevée de chaque côté par un relief épais mais peu élevé, le pli vestibulaire, qui renferme le ligament vestibulaire et le muscle ventriculaire. Les deux plis délimitent un rétrécissement, peu important, qualifié de fente vestibulaire. Entre le pli vestibulaire et la corde vocale, un orifice elliptique de 10 à 15 mm donne accès à un diverticule profond et relativement large chez les Equidés : le ventricule du larynx. A ce niveau, la muqueuse s'insinue entre le muscle vocal et le muscle ventriculaire pour arriver directement sous la lame du cartilage thyroïde. Cette disposition est mise à profit dans une intervention, la ventriculectomie, qui vise à provoquer par exérèse du ventricule le développement d'un tissu cicatriciel qui fixera une corde vocale paralysée (Barone, 1997).

◆ La glotte

La glotte sépare les deux parties du larynx et délimite un espace losangique, la fente de la glotte ou *rima glottidis*, qui peut être dilatée ou fermée par les mouvements de bascule des cartilages aryténoïdes et les déplacements des cordes vocales. Cette fente est divisible en deux parties : l'une dorsale, la partie intercartilagineuse, qualifiée de « glotte respiratoire », l'autre ventrale, la partie intermembranacée, ancienne « glotte vocale » (Barone, 1997). Chaque corde vocale est tendue entre le processus vocal du cartilage aryténoïde correspondant et le corps du cartilage thyroïde (Obadia et al, 1994). Elle est constituée du ligament vocal, doublé du muscle vocal et recouvert d'une muqueuse.

◆ La partie infraglottique

La cavité infraglottique est large, relativement courte, sans démarcation nette avec la trachée.

δ La muqueuse

La muqueuse laryngée est jaune rosée à rougeâtre, toujours enduite d'une mince couche de mucus transparent, richement vascularisée et elle contient des nodules lymphoïdes. Elle adhère partout à la face interne des cartilages sauf au niveau des plis ary-épiglottiques et des ventricules latéraux. Elle est innervée par le nerf vague qui délègue deux branches :

- Le nerf laryngé crânial, moteur pour le muscle crico-thyroïdien et responsable de la sensibilité épicrotique de la muqueuse, à l'origine du réflexe de toux;
- Le nerf laryngé caudal, branche terminale du nerf laryngé récurrent, qui se détache du nerf vague dans le thorax et remonte le long de la trachée. Il assure la sensibilité diffuse de la muqueuse et est moteur des muscles mobilisateurs des cartilages du larynx (sauf le muscle crico-thyroïdien), ce qui explique la gravité de ses paralysies (Barone, 1997).

2. Examen endoscopique du pharynx et du larynx réalisé au repos

a) Méthode d'examen

L'animal étant placé entre des barres d'examen, il faut limiter les moyens de contention qui peuvent perturber l'interprétation des images obtenues, notamment lors de l'observation du larynx, comme nous l'avons vu précédemment (cf. préparation du patient). L'examen du pharynx et du larynx doit être méthodique et systématique : on apprécie l'anatomie de la région, puis son état d'inflammation et enfin son fonctionnement (Perrin, 1998).

b) Inspection du pharynx

α Examen du nasopharynx et du laryngopharynx

◆ Structures accessibles à l'examen

L'endoscope atteint le pharynx après avoir parcouru environ quarante centimètres (Slovis, 2004). Il permet de visualiser la paroi dorsale du nasopharynx et ses parois latérales sur lesquelles apparaissent les deux orifices pharyngiens des trompes auditives, couverts médialement par deux replis fins, allongés et blanchâtres. Au-dessus de ces orifices se trouve la bourse pharyngienne, sorte de cul-de-sac dans lequel il convient de ne pas buter (Sautet et

al, 1989). Ventralement, l'ostium intrapharyngien fait communiquer le nasopharynx avec l'oropharynx. Cet ostium est délimité caudalement par les arcs palato-pharyngiens qui vont du bord libre du voile du palais à la paroi dorsale du pharynx. Le bord libre du voile du palais est masqué par l'épiglotte qui passe au-dessus.

A travers l'ostium on devine l'entrée du larynx, bordé par deux gouttières profondes et étroites appartenant au plancher pharyngien et qui constituent les récessus piriformes (Sautet et al, 1989). Ces deux récessus se rejoignent caudalement pour former le vestibule de l'œsophage, qui appartient au laryngo-pharynx.

◆ Observations importantes

La surface du nasopharynx apparaît rose et lisse, habituellement couverte d'un mucus pâle. Normalement il y a peu d'exsudat et on ne doit pas observer de particules alimentaires. Cependant, il faut savoir que le contact de l'endoscope avec les parois peut entraîner l'apparition de pétéchies sur la muqueuse (Baker, 1997).

D'autre part, des follicules de taille variable, situés essentiellement sur le plafond et les parois latérales du pharynx sont fréquemment observés, en particulier chez les jeunes chevaux à l'entraînement (Cook, 1974). Cette affection, dénommée hyperplasie lymphoïde pharyngée, ou pharyngite folliculaire, peut être gradée en observant la taille, l'aspect et la répartition des follicules (cf. tableau 7). Plusieurs études montrent qu'environ 30 % des chevaux sont touchés, plus particulièrement les moins de 5 ans (Raphel, 1982 ; Weeney et al., 1991). Les lésions de grade 1 et 2 ne sont pas associées à des signes cliniques, par contre celles des grades 3 et 4 peuvent être associées à un bruit respiratoire anormal et éventuellement à une baisse de performances du cheval. Cependant, la relation entre cette affection et une intolérance à l'exercice est aujourd'hui difficile à établir (Rush et Mair, 2004).

Grade	Description
1	Peu de follicules, blancs, petits et inactifs Localisés sur le plafond du pharynx
2	Follicules plus nombreux, plus largement répartis : parois dorsale et latérales du pharynx
3	Nombreux follicules, plus larges, rosés à rouges. Ils peuvent également être présents sur le palais mou
4	Très nombreux follicules larges et oedématisés présents sur tout le pharynx : parois dorsale et latérales, palais mou, éventuellement épiglotte et poches gutturales.

Tableau 7 : Gradation de la sévérité de l'hyperplasie lymphoïde pharyngée (Auer et al., 1985)

β Examen de l'oropharynx

L'examen endoscopique de l'oropharynx fait suite la plupart du temps à la réalisation de radiographies montrant une atteinte de cette structure. Elle est réalisée habituellement sous anesthésie générale (Baker, 1997). C'est le cas par exemple lorsqu'un déplacement dorsal du voile du palais ne permet pas d'évaluer l'épiglotte par abord nasal (Lane, 1997). Plainfossé (1971) a mis en place une technique d'exploration pharyngo-laryngée par voie buccale sur cheval debout tranquilisé. Il cherchait surtout à avoir une meilleure image du larynx que celle obtenue par abord nasal, qui était de qualité médiocre étant donné le matériel de l'époque (sonde courte, absence de système d'insufflation et rinçage...). Cette technique n'a pas été

retenue avec les progrès de l'endoscopie, probablement du fait des risques non négligeables de dommages de l'endoscope.

c) Inspection du larynx

α Structures accessibles à l'examen

Après avoir franchi l'ostium intrapharyngien, l'endoscope permet de voir l'entrée du larynx, délimité :

- ventralement par la face laryngée de l'épiglotte. Elle est normalement identifiable, sauf lors de déplacement dorsal du voile du palais. Dans ce dernier cas, il faut encourager le cheval à déglutir en stimulant la muqueuse laryngienne avec l'extrémité de l'endoscope ou en pulvérisant de l'eau sur le palais mou ou l'orifice du larynx (Slovis, 2004).
- dorsalement par les processus corniculés des cartilages aryénoïdiens, qui se rejoignent dans le plan médian, formant le tubercule corniculé,
- et de chaque côté par les plis ary-épiglottiques.

En avançant l'endoscope à l'intérieur du larynx, on visualise ensuite le vestibule laryngé qui contient de chaque côté un relief, le pli vestibulaire, séparé de la corde vocale par le ventricule laryngé latéral.

β Observations importantes

Concernant l'épiglotte, il faut noter son aspect, sa taille, la présence d'éventuels kystes à son niveau (Couroucé-Malblanc, 2004). Si elle apparaît petite et/ou si elle semble flasque, on la qualifie parfois d'hypoplasique. Cependant la signification clinique d'une telle affection est difficile à déterminer car elle peut être tout à fait asymptomatique (Art et Lekeux, 2005). A noter qu'il existe par ailleurs une certaine immaturité morphologique et fonctionnelle de l'épiglotte chez les jeunes chevaux de moins de trois ans. Le réseau vasculaire de la face laryngée de l'épiglotte doit être bien visible, il disparaît lors d'épiglottidite ou d'entrappement épiglottique (Parente, 2003). L'apparente rigidité de l'épiglotte varie en fonction de la traction du muscle hyoépiglottique et de sa position par rapport au pharynx. Si le cheval est calme et respire normalement, elle a une forme convexe et se situe au-dessus du palais ; alors que si l'animal est stressé, elle apparaît plus en arrière dans la pharynx et sa forme est plus rectiligne voire concave. Dans ce dernier cas, l'opérateur observe plus facilement des déplacements du voile du palais, qui ne doivent pas être considérés comme anormaux, particulièrement chez un jeune animal (Parente, 2003).

On évalue ensuite la morphologie et le mouvement des cartilages aryénoïdes, ainsi que l'aspect des cordes vocales, des ventricules et des replis ary-épiglottiques (Couroucé-Malblanc, 2004). En portant une attention particulière à l'aspect des cordes vocales et des ventricules laryngés, on peut détecter d'éventuelles cicatrices d'une chirurgie du larynx (Cook, 1974).

Enfin, l'observation de particules alimentaires dans le pharynx doit conduire le clinicien à suspecter une anomalie structurelle ou fonctionnelle du laryngopharynx (Obadia et al, 1994).

Cependant, l'opérateur ne doit pas se limiter à ce seul examen, surtout pour évaluer le fonctionnement du pharynx et du larynx. En effet, des anomalies observées au repos n'auront pas forcément de conséquence clinique, et inversement un examen normal au repos n'exclut pas une pathologie. Deux exemples permettent d'illustrer ce concept. Premièrement, l'observation de mouvements asymétriques des cartilages aryénoïdiens lors d'un examen endoscopique réalisé au repos n'est pas forcément anormal (Ducharme et Hackett, 1992).

Pour certains auteurs il s'agit d'un indicateur sensible mais non spécifique d'une affection fonctionnelle nommée hémiplégie laryngée, que nous développerons plus tard (Hackett et al., 1991). Deuxièmement, il faut garder à l'esprit que certaines anomalies, comme une obstruction dynamique ou un collapsus des voies respiratoires supérieures, peuvent se produire seulement lors d'un effort (Lane, 1997 ; Rodgerson, 2004). Il est par conséquent indispensable de mettre en place des procédures permettant d'interpréter les observations relatives au fonctionnement du pharynx et du larynx.

3. Evaluation fonctionnelle du pharynx et du larynx

Plusieurs tests sont utilisés pour évaluer le fonctionnement du larynx et du pharynx, les plus classiques étant le test de déglutition et l'occlusion des naseaux (Parente, 2002). L'appréciation du fonctionnement du larynx est basée sur le fait que celui-ci est un organe symétrique. Le clinicien doit donc être attentif au positionnement de l'endoscope. En effet, quand la sonde est introduite par le naseau droit, le cartilage aryténoïde droit paraît en abduction moins marqué que le gauche, l'inverse est vrai (Lane, 1987). En cas de doute, il est possible de réaliser l'examen de chaque côté afin de déterminer si une impression d'asymétrie est réelle ou s'il s'agit d'un artéfact dû à l'angle de vision (Obadia et al, 1994). Ducharme et Hackett (1992) conseillent quant à eux d'établir des conditions de mise en œuvre fixes, toujours par la même narine, préférentiellement gauche. Cette conclusion est tirée d'une étude sur l'examen endoscopique des mouvements des cartilages aryténoïdiens (Ducharme et al., 1991) qui montre que la répétabilité entre les examens est meilleure lorsqu'ils sont effectués par le naseau gauche, ce qui est probablement lié au fait qu'il est plus facile de détecter un défaut d'abduction du cartilage aryténoïdien gauche (plus fréquemment affecté que le droit) lorsqu'on passe l'endoscope dans le naseau gauche. En réalité, le choix de la procédure dépend essentiellement de l'expérience propre à l'opérateur (Lane, 1997). L'interprétation des images obtenues reste toujours subjective et varie d'un examen à l'autre et d'un opérateur à l'autre (Ducharme et al., 1991). L'utilisation de logiciels d'analyse d'images endoscopiques représente une alternative intéressante qui permettrait de comparer objectivement des résultats (Fava et al., 2003).

Avant de présenter les tests à réaliser, quelques rappels de physiologie concernant le pharynx et le larynx seront donnés, afin de mieux saisir l'intérêt de telles procédures.

a) Rappels de physiologie

α La déglutition

Le phénomène de déglutition comporte trois phases :

- La première phase de la déglutition, ou phase orale, seul temps volontaire, commande l'élévation de la langue qui chasse le bol alimentaire dans l'oropharynx.

- Dans la seconde phase, la phase pharyngienne, le pharynx se soulève avec l'hyoïde et le larynx, il se raccourcit, contracte ses parois et conduit ainsi le bol alimentaire jusqu'à l'oesophage. Le voile du palais s'applique contre la paroi dorsale du pharynx, ce qui ferme l'ostium intrapharyngien et interdit tout reflux alimentaire vers les cavités nasales. L'épiglotte est alors rabattue passivement en arrière contre les aryténoïdes bloquant ainsi l'entrée du larynx (Cunningham, 1997). Il se produit donc un déplacement rostro-dorsal du voile du palais ainsi qu'une constriction du nasopharynx (Obadia et al, 1994). Elle est suivie par l'ouverture de l'entrée des poches gutturales et leur déplacement vers le plan médian

(Baker, 1997). Ces mouvements sont dus à l'action des muscles élévateurs et tenseurs du voile du palais et aux muscles stylopharyngiens (Obadia et al, 1994).

- La dernière phase, appelée phase oesophagienne, est aussi réflexe : elle conduit le bol alimentaire dans l'œsophage.

β Modifications physiologiques des voies respiratoires supérieures lors de l'effort

Au repos, la glotte s'ouvre activement lors de l'inspiration et se réduit passivement lors de l'expiration, alors que pendant l'effort, elle reste en abduction complète pour minimiser les résistances liées à la circulation de l'air (Lane, 1997). La position du larynx lors de l'effort est déterminante : l'épiglotte et les cartilages aryténoïdes passent à travers l'ostium intrapharyngien mais restent plaqués contre son bord dorsal du fait de la traction caudale exercée par les muscles sterno-thyroïdiens et par la trachée, le cheval étendant sa tête et son encolure aux allures vives (Sautet et al, 1989). Il existe ainsi un joint parfaitement étanche entre le larynx et le nasopharynx, grâce à la longueur importante du voile du palais associé à une glotte plus large que la trachée et immobile pendant l'effort, ce qui empêche toute respiration buccale. La traction caudale exercée produit une dépression dans les premières voies respiratoires, ce qui les redresse, diminuant l'angle avec la trachée, et ce qui augmente la taille de la lumière pharyngée en tendant ses parois, tout en gommant les aspérités des parois laryngées : le tout formant un tube presque lisse dans lequel l'air s'écoule sans turbulence (Sautet et al, 1989). Cet écoulement est encore facilité par un élargissement des narines et une vasoconstriction de la muqueuse nasale augmentant la taille des méats nasaux (Cunningham, 1997). Le larynx est verrouillé en abduction par cette traction, ce qui soulage le muscle crico-aryténoïdien dorsal d'un effort continu que sa taille ne lui permettrait sans doute pas de soutenir (Sautet et al, 1989).

b) Slap test

α Réalisation

Le fonctionnement du larynx peut être apprécié en réalisant le « slap test », ou test de la claque, qui permet d'évaluer le réflexe laryngé d'adduction. Le plat de la main est claqué sur la région située sous la selle, en arrière du garrot, et on doit observer une adduction brutale du cartilage aryténoïde controlatéral (Greet et al., 1980). Il est conseillé de donner trois ou quatre tapes courtes dont l'intensité est à déterminer en fonction de la réponse de l'individu examiné.

β Interprétation

L'arc réflexe qui serait mis en jeu n'a pas été encore totalement élucidé. Greet et al. (1980) ont proposé une représentation (cf. figure 33). L'absence de réponse au slap test peut être liée à une affection médullaire cervicale ou à une neuropathie du nerf laryngé récurrent (Cadoré et Crépin, 1992). Ce réflexe est aussi parfois supprimé chez les chevaux anxieux ou effrayés, probablement en raison d'une interférence des centres supérieurs (Greet et al., 1980). De plus, il arrive parfois d'observer une adduction de l'aryténoïde ipsilatérale (Obadia et al, 1994), notamment si la tape est trop forte, ce qui peut être interprété comme une manifestation de peur (Greet et al., 1980).

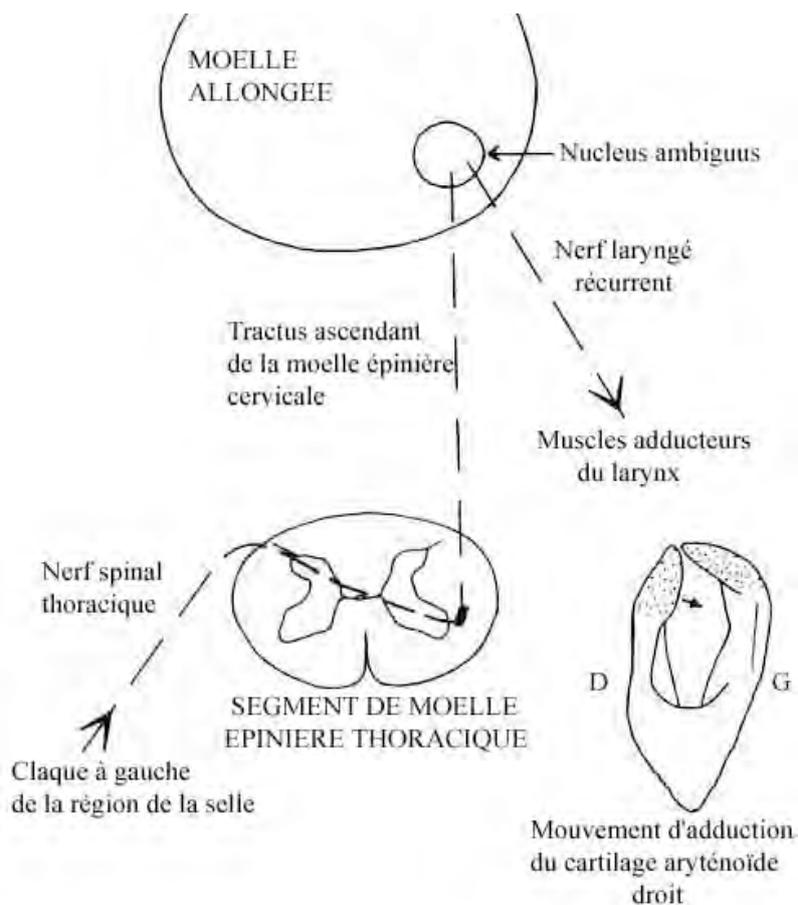


Figure 33 : Schéma du Slap test (d'après Greet et al., 1980)

c) Stimulation de la muqueuse

α Evaluation du pharynx

L'endoscope est ensuite amené au contact de la muqueuse pharyngienne. Ceci permet d'évaluer une éventuelle parésie ou paralysie du pharynx lorsque aucune réaction n'est visualisée (Couroucé-Malblanc, 2004).

β Evaluation du larynx

Lorsqu'on stimule la muqueuse laryngienne, on doit déclencher le réflexe de déglutition, mais certains auteurs soutiennent qu'on ne doit pas provoquer de toux chez un cheval en bonne santé (Cook, 1974). Au contraire, d'après Sautet et al (1989), la muqueuse de la partie supraglottique présente une sensibilité bien supérieure à la muqueuse de la partie infraglottique et à la muqueuse trachéale, c'est pourquoi un contact avec un corps étranger ou avec l'endoscope dans cette partie peut entraîner un réflexe de toux. Parente (2003) soutient que de nombreux chevaux toussent lorsqu'on passe l'endoscope dans la trachée, ce qui permet par ailleurs de tester l'intégrité fonctionnelle du pharynx en vérifiant qu'aucun matériel alimentaire ne se trouve dans la trachée et que le palais mou, souvent déplacé lors de la manœuvre, reprend sa place dès que l'on ressort la sonde. Il semble donc que la toux suite à une stimulation de la muqueuse laryngienne ne doit pas être considérée comme pathologique.

d) Test de déglutition

α Réalisation

D'après Lane (1997), une laryngoscopie devrait toujours inclure une observation d'une série d'au moins six séquences de déglutition. Différentes manœuvres permettent d'induire la déglutition (Obadia et al, 1994 ; Parente et Martin, 1995) :

- L'instillation d'eau,
- La stimulation tactile de la partie dorsale du laryngopharynx ou l'introduction de l'endoscope dans la trachée,
- Donner à manger à l'animal,
- Prolonger l'occlusion des naseaux ce qui provoque un déplacement dorsal du voile du palais suivi d'une déglutition.

β Interprétation

Physiologiquement, chaque mouvement de déglutition est suivi d'une profonde inspiration, ce qui permet d'évaluer les mouvements des cartilages aryténoïdes qui doivent être en abduction quasi-maximale (Cook, 1974). Parente et Martin (1995) ont montré que le degré d'abduction juste après la déglutition est similaire à celui observé lors d'un exercice intense. De plus, on notera qu'il ne doit pas rester de particules alimentaires dans le nasopharynx après la déglutition (Obadia et al, 1994).

On évaluera donc (Perrin, 1997) :

- l'abduction des cartilages aryténoïdes et leur capacité à la maintenir,
- les mouvements du voile du palais,
- la capacité de l'épiglotte à repasser par-dessus le voile du palais et à s'y maintenir.

Des difficultés à replacer le palais dans sa position physiologique après la déglutition peuvent être le signe d'anomalies diverses : collapsus pharyngé, déviation du pli ary-épiglottique, kyste sous-épiglottique (Parente, 2002)...

Archer et al. (1991) soulignent que la vision des cartilages aryténoïdes est obstruée au cours de la déglutition par l'épiglotte et le pharynx. Cette manœuvre apparaît donc pour eux moins intéressante que le test d'occlusion des naseaux. A contrario, Parente et Martin (1995) soutiennent que l'évaluation du larynx suite à la déglutition est plus fiable car elle n'est pas influencée par des facteurs externes tels que la durée d'occlusion et la docilité du cheval. Le plus intéressant reste donc de réaliser si possible les deux tests successivement.

e) Test d'occlusion des naseaux

α Réalisation

Cette technique est utilisée pour mimer des conditions d'effort en augmentant la fréquence et l'amplitude de la respiration (Ducharme et Hackett, 1992). Pour Archer et al. (1991), l'occlusion des naseaux est la technique la plus simple et la plus efficace pour stimuler la fonction des cartilages aryténoïdes. Il faut veiller néanmoins à la maintenir suffisamment longtemps pour observer une abduction maximale des cartilages, soit le temps d'obtenir deux à trois inspirations profondes.



Figure 34 : Test d'occlusion des naseaux (DH ENVL)

β Interprétation

Il faut être attentif aux mouvements des aryténoïdes, du palais mou, à l'aspect du pharynx et des plis ary-épiglottiques, ceci pendant et après l'occlusion (Slovis, 2004). Cette technique permet donc de tester (Perrin, 1997) :

- L'adduction puis l'abduction des cartilages aryténoïdes et la capacité à la maintenir ;

- La tonicité du pharynx au niveau du plancher, du plafond et des replis ary-épiglottiques. Un certain degré de collapsus du pharynx peut être observé lors de ce test, sans corrélation avec un dysfonctionnement pharyngé lors de l'exercice (Parente, 2002). Il est aussi normal d'observer de l'air s'échapper autour des plis ary-épiglottiques lors d'occlusion prolongée (Parente, 2003).

- La facilité avec laquelle le voile du palais peut se déplacer dorsalement (Obadia et al, 1994).

Il convient de toujours rester prudent car certains chevaux supportent mal cette manœuvre (Obadia et al, 1994). Le temps d'occlusion dépendra donc du tempérament de l'animal à examiner (Parente, 2002).

f) Autres méthodes permettant de provoquer une hyperventilation

α Réalisation de l'examen endoscopique après un effort

Certaines pathologies des voies respiratoires supérieures s'expriment cliniquement seulement lors d'un effort relativement intense. La réalisation d'un test d'effort au cours de la consultation peut d'une part permettre au clinicien de constater lui-même ces signes, comme par exemple un bruit respiratoire anormal. Il peut d'autre part être suivi d'une endoscopie permettant de visualiser les changements liés à l'exercice. Pour réaliser cet examen dans de bonnes conditions, il faut que le cheval atteigne une fréquence respiratoire minimale de 100 mouvements par minute : le clinicien dispose alors de deux minutes pour observer une abduction spontanée maximale des aryténoïdes (Obadia et al, 1994).

Cependant Lane (1997) soutient que cette procédure est probablement la moins informative pour évaluer la fonction laryngée : le collapsus dynamique est invisible et certaines anomalies subtiles visibles au repos risquent de disparaître, même si elles réapparaîtront au cours de la phase de récupération. De plus, le relâchement musculaire après l'exercice, mécanisme physiologique qui touche tout l'appareil musculosquelettique, donne un aspect flasque aux structures, ce qui limite toute interprétation concernant la stabilité fonctionnelle du pharynx (Parente, 2002). Enfin, Morris et Seeherman (1991) ont observé que le palais mou des chevaux affectés d'un déplacement dorsal du voile du palais lors de l'exercice retrouve une position normale immédiatement après l'effort, ce qui rend le diagnostic difficile lorsque l'examen est réalisé à ce moment là.

β Test au sac

L'application d'un sac plastique de 10 à 20 litres sur le bout du nez du cheval provoque une augmentation de l'amplitude et de la fréquence des mouvements respiratoires (Obadia et al., 1994). Ce test est classiquement utilisé pour affiner une auscultation pulmonaire, c'est pourquoi il peut être intéressant de le faire suivre d'un examen endoscopique permettant d'évaluer l'activité du larynx, surtout lorsqu'un test d'effort n'est pas praticable.

χ Hyperventilation chimique

Une autre alternative lorsqu'un test d'exercice n'est pas envisageable est l'utilisation de molécules stimulant les mouvements respiratoires. Le chlorhydrate de lobéline est certainement la plus connue, bien qu'elle n'ait pas d'autorisation de mise sur le marché actuellement en France. Elle peut être administrée en intraveineuse à la dose de 0,3 mg/kg (Rush et Mair, 2004) et permet d'évaluer (Perrin, 1997) :

- L'abduction des cartilages aryénoïdes et la capacité à la maintenir;
- La tonicité du plafond du pharynx, du voile du palais, des replis ary-épiglottiques;
- La bonne tenue de l'épiglotte et sa remise en place après déglutition.

Certains auteurs utilisent l'hydrochloride de doxapram pour stimuler les efforts respiratoires et notamment les mouvements de la glotte (Lane, 1987 ; Archer et al., 1991). Cette molécule augmente le degré d'abduction des cartilages aryénoïdes mais n'altère pas les éventuels mouvements asynchrones ou les tremblements qui peuvent être observés au repos (Archer et al., 1991).

g) Interprétation des observations : deux exemples d'affections fréquentes

α L'hémiplégie laryngée

L'hémiplégie laryngée, aujourd'hui nommée « recurrent laryngeal neuropathy » (RLN) en anglais, est une affection qui résulte de la démyélinisation du nerf laryngé récurrent, plus fréquemment gauche, à l'origine d'une dénervation des muscles mobilisateurs du larynx, particulièrement les muscles crico-aryénoïdien dorsal (abducteur) et latéral (adducteur). Le défaut d'abduction du cartilage aryénoïde correspondant est à l'origine d'une obstruction partielle des voies respiratoires supérieures. Elle se traduit par un bruit respiratoire anormal lors de l'exercice et une dyspnée inspiratoire qui peut limiter les performances (Dowling et al., 2000).

Une terminologie particulière utilisée pour décrire l'apparence endoscopique du larynx a été définie précisément (cf. tableau 8).

Abduction	Eloignement des processus corniculés des cartilages aryénoïdes par rapport à la médiane de la <i>rima glottidis</i> .
Adduction	Rapprochement des processus corniculés des cartilages aryénoïdes par rapport à la médiane de la <i>rima glottidis</i> .
Abduction complète	L'essentiel des processus corniculés des cartilages aryénoïdes sont horizontaux (perpendiculaire à la médiane de la <i>rima glottidis</i>).
Asymétrie	Une différence de position entre les processus corniculés droit et gauche par rapport à la médiane de la <i>rima glottidis</i> .
Asynchronisme	Les mouvements des processus corniculés n'ont pas lieu en même temps. Ceci inclut les soubresauts, les vibrations, les mouvements retardés ou biphasiques...

Tableau 8 : Définitions des termes utilisés pour décrire l'aspect endoscopique du larynx (d'après Robinson, 2003)



Figure 35 : Hémiplégie laryngée gauche (DH ENVL)

L'évaluation de la symétrie et du synchronisme des mouvements des cartilages aryténoïdes est essentielle pour détecter des signes de paralysie laryngée (Couroucé-Malblanc, 2004). Cependant, l'interprétation d'une asymétrie, observée au repos, a longtemps été controversée. En effet, la signification clinique de vibrations, d'hésitations, ou de mouvements paresseux du cartilage aryténoïde gauche est plus difficile à interpréter que des cas classiques d'hémiplégie totale (Ducharme et Hackett, 1992). Différents systèmes de grades ont donc été développés pour caractériser les observations lors d'une laryngoscopie (Hackett et al., 1991). Récemment, une réflexion menée par la fondation Havemeyer a débouchée sur un consensus à propos d'un nouveau système incluant 4 grades dont deux sous grades pour le grade II et trois sous grades pour le grade III (Robinson, 2004).

Grade	Description	Sous grades
I	Tous les mouvements des cartilages aryténoïdes sont synchrones et symétriques et l'abduction complète des cartilages aryténoïdes est obtenue et maintenue.	
II	Les mouvements des cartilages aryténoïdes sont asynchrones et / ou le larynx est parfois asymétrique mais l'abduction complète des cartilages aryténoïdes est obtenue et maintenue.	1 : Asymétrie transitoire, flutter ou mouvements retardés sont observés 2 : Asymétrie de la <i>rima glottidis</i> la plupart du temps due à une mobilité réduite du cartilage aryténoïde affecté et de la corde vocale, mais à certaines occasions, typiquement après déglutition ou lors d'occlusion des naseaux, une abduction complète et symétrique est obtenue et maintenue.
III	Les mouvements des cartilages aryténoïdes sont asynchrones et / ou asymétriques. L'abduction complète des cartilages aryténoïdes ne peut être obtenue et maintenue.	1 : Asymétrie de la <i>rima glottidis</i> la plupart du temps due à une mobilité réduite du cartilage aryténoïde affecté et de la corde vocale, mais à certaines occasions, typiquement après déglutition ou lors d'occlusion des naseaux, une abduction complète et symétrique est obtenue mais non maintenue 2 : Déficit évident d'abduction du cartilage aryténoïde et asymétrie des aryténoïdes. L'abduction complète n'est jamais obtenue. 3 : Déficit d'abduction marqué mais non total et asymétrie avec des petits mouvements des aryténoïdes. L'abduction complète n'est jamais obtenue.
IV	Immobilité complète du cartilage aryténoïde et de la corde vocale.	

Tableau 9 : Système de grades appliqué à la fonction laryngée d'un cheval debout non tranquillisé (d'après Robinson, 2004)

L'intérêt d'un système de grades est de le corrélérer aux résultats obtenus durant l'exercice (Ducharme et Hackett, 1992 ; Derksen, 2001). Ainsi, bien qu'il existe de nombreux systèmes différents, tous semblent s'accorder sur deux points (Robinson, 2004) :

- L'incapacité d'obtention d'une abduction complète du cartilage aryténoïde affecté pendant l'examen (à partir du grade III.2) a de grande chance d'être associée à une fonction respiratoire compromise pendant l'exercice.
- Une asymétrie de la glotte à la fin de l'expiration et des mouvements asynchrones pendant l'inspiration sont peu significatifs, à condition que le cheval puisse obtenir et maintenir une abduction bilatérale complète de ses cartilages aryténoïdes.

Il n'y a pas de consensus concernant l'obtention d'une abduction complète qui n'est pas maintenue de façon symétrique.

Pour résumer, on considère que les chevaux de grades I et II.1 ont une fonction laryngée normale. On conseille de ne pas envisager une chirurgie mais plutôt de réaliser un examen approfondi à la recherche d'une autre cause permettant d'expliquer un bruit respiratoire anormal ou une intolérance à l'effort (Art et Lekeux, 2005). La fonction laryngée des chevaux de grade IV est anormale. Les chevaux de grade intermédiaire (II.2 à III.3) sont considérés comme suspects. La signification fonctionnelle de ces grades étant difficiles à évaluer au repos, ils devraient être observés grâce à l'endoscopie pendant un exercice pour pouvoir conclure et choisir le traitement adapté (Davidson et Martin, 2003). Un autre système de grade (A, B, C) est alors proposé pour les observations réalisées lors d'une endoscopie sur tapis roulant (Robinson, 2004).

β Le déplacement dorsal du voile du palais (DDVP)

Cette affection, qui peut aussi être considéré comme un syndrome (Art et Lekeux, 2005), se caractérise par un déplacement du voile du palais qui masque l'épiglotte et est à l'origine de turbulences importantes du flux d'air, essentiellement lors de l'expiration. Il peut être intermittent ou permanent, la forme intermittente étant la plus fréquente, notamment chez les chevaux de course. Le déplacement apparaît alors à grande vitesse, et se traduit par un bruit respiratoire anormal, une dyspnée brutale, des efforts de déglutition répétés (Dowling et al., 2000).

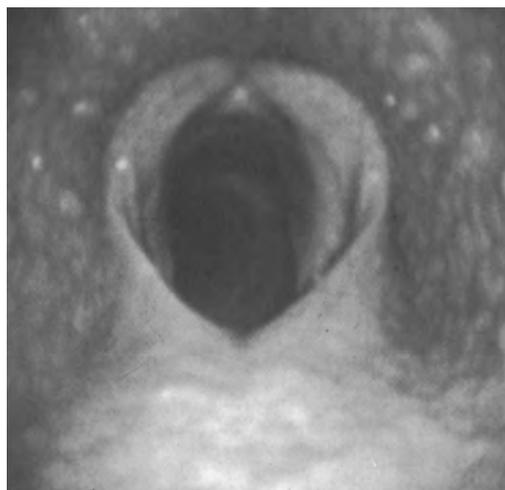


Figure 36 : Image endoscopique d'un DDVP (DH ENVL)

L'examen endoscopique au repos ne montre généralement pas d'anomalie. S'il est réalisé après un effort, il est possible d'observer un déplacement, mais dans le plupart des

cas, le voile du palais a repris une position normale immédiatement après l'exercice. L'occlusion des naseaux est une manoeuvre intéressante qui peut permettre de mettre en évidence un déplacement du voile du palais. Le diagnostic est souvent établi de cette façon, en conjonction avec l'anamnèse, les commémoratifs et après exclusion d'autres anomalies des voies respiratoires supérieures (Dowling et al., 2000). En effet, ce déplacement peut être une conséquence de diverses maladies inflammatoires ou d'affections congénitales (par exemple l'hypoplasie de l'épiglotte) touchant les voies respiratoires supérieures du cheval. Cependant, dans la plupart des cas, l'étiologie reste inconnue.

Enfin, l'examen de choix pour confirmer le diagnostique reste l'observation du fonctionnement pharyngo-laryngé au cours même d'un effort réalisé pendant plusieurs minutes à grande vitesse (Hackett et al., 1994).

4. Examen endoscopique du pharynx et du larynx réalisé au cours de l'effort

Certaines anomalies des voies respiratoires supérieures n'apparaissent que lors d'un effort intense, ce qui en fait un véritable challenge diagnostique. Le développement de l'examen endoscopique réalisé au cours même d'un exercice sur tapis roulant est une technique particulièrement innovante. Elle a permis d'améliorer nos capacités d'évaluation des modifications physiologiques ou pathologiques affectant les voies respiratoires supérieures lors de l'effort (Rodgerson, 2004).

a) Equipement

L'examen du fonctionnement laryngé au cours de l'exercice est rendu possible grâce au développement de systèmes d'appareillage de chevaux au galop sur tapis roulant (Cadoré, 1992). La première publication sur le sujet date de 1989 (Derksen, 2001). La réalisation de cet examen implique d'avoir à disposition un équipement onéreux et du personnel entraîné et expérimenté (Parente, 1997) : une personne s'occupe des réglages du tapis roulant, deux personnes à la tête du cheval aident à maintenir sa position, notamment la tête dans le prolongement du corps, une troisième personne à l'arrière s'assure que le cheval reste à la hauteur du tapis, et enfin une quatrième personne manie l'endoscope.

Le tapis roulant permet d'atteindre une vitesse de 55 à 70 kilomètres par heure, et peut être incliné, qui permet d'augmenter l'intensité de l'effort sans augmenter la vitesse (Parente, 1997). Un tapis roulant n'ayant pas ces caractéristiques a peu d'intérêt diagnostique pour évaluer des chevaux de course puisqu'il ne permettra pas de reproduire les conditions de course.

Il faut de plus posséder un système de vidéoendoscopie de bonne qualité muni d'un enregistreur. Un fibroscope n'est pas adapté à la situation du fait de la fragilité des fibres optiques conduisant l'image (Lane, 1993). L'enregistrement de l'examen est essentiel pour pouvoir le visualiser au ralenti et détecter des anomalies qui se répètent souvent à chaque cycle respiratoire mais ne durent que peu de temps (Lumsden et al., 1995). Cependant, malgré les efforts pour sécuriser l'endoscope en l'attachant au licol ou à la bride du cheval, il y aura toujours des mouvements de la sonde à l'origine d'une perte d'informations du fait du flou engendré.

b) Protocole

Avant de réaliser l'endoscopie, le cheval doit être habitué au tapis roulant. Ceci demande environ une heure de travail pour qu'il soit confortable aux différentes allures jusqu'à la vitesse maximale (Parente, 1997). Il est préférable de mettre en place des bandages de protection et des cloches pour éviter tout traumatisme direct. Les sessions d'entraînement et d'examen endoscopique peuvent être réalisées le même jour avec une à deux heures de pause entre les exercices.

Après une période d'échauffement sur le tapis, on l'arrête pour insérer l'endoscope dans le nasopharynx jusqu'au niveau de l'ostium pharyngien des trompes auditives. L'endoscope est attaché au licol, à une distance de 35 à 40 cm de l'extrémité de la sonde (Rodgerson, 2004). L'examen idéal implique d'augmenter la vitesse rapidement pour mimer les conditions d'une course, tout d'abord de 9 mètres par seconde jusqu'à 2800 mètres puis de 12 à 14 mètres par seconde en fonction de la race, des capacités du cheval et de l'inclinaison du tapis (Parente, 1997). Un exemple de protocole est proposé par Lumsden et al. (1995). Le cheval atteint son niveau maximal lorsque le rythme cardiaque dépasse les 220 battements par minute. Il est important d'obtenir un effort maximal et donc d'avoir un cheval en forme, préparé pour l'examen comme pour une course. De plus, il convient d'utiliser l'harnachement habituel de l'animal, notamment pour maintenir la tête dans la même position que lors des courses (Lumsden et al., 1995). L'examen est continué pendant trente secondes après arrêt du tapis roulant pour évaluer la fonction des voies respiratoires au début de la période de récupération. Puis on refait un examen endoscopique trente minutes après, au repos (Lumsden et al., 1995). Il faut toujours éviter de réaliser cette procédure sur un animal fatigué suite à une séance d'entraînement par exemple, ce qui augmenterait les risques d'accident (Parente, 1998).

Ainsi, cet examen reste réservé à des cas particuliers et doit être réalisé par une équipe expérimentée, tant pour des raisons de sécurité que pour la valeur du test. Il faut se rapprocher le plus possible des conditions de course (vitesse, position de la tête, fatigue...), sans quoi un certain nombre d'affections risquent de ne pas être détectées (Parente, 2002).

c) Intérêts

Cet examen est présenté par certains auteurs comme le « standard d'or » pour le diagnostic précis de chevaux suspects d'hémiplégie laryngée (Ducharme et Hackett, 1992). Il permet d'observer les modifications dynamiques affectant les voies respiratoires supérieures en réponse aux variations de pression lors de l'exercice (Derksen, 2001). En effet, lors de l'exercice, environ 75 litres d'air par seconde traversent les voies respiratoires, contre 4 litres par seconde au repos, ce qui crée une pression négative de 45 cm d'eau dans la trachée au lieu de 5 cm d'eau au repos (Parente, 1997). Ainsi, du fait de cette pression négative lors de l'inspiration, une lésion sera comme aspirée dans la lumière des voies respiratoires, ce qui aggrave les conséquences fonctionnelles d'une obstruction qui aurait pu être seulement suspectée lors de l'examen au repos (Derksen, 2001).

C'est un examen particulièrement indiqué pour les chevaux souffrant d'hémiplégie laryngée évaluée de grade intermédiaire (II.2 à III.3) lors de l'endoscopie au repos, notamment pour décider d'un traitement approprié (Parente, 1997). Elle permet aussi de diagnostiquer plusieurs affections difficiles à suspecter au repos (Parente, 1997) : déviation axiale des plis ary-épiglottiques, rétroversion de l'épiglotte, collapsus du pharynx. De plus il est possible de visualiser les conséquences de la fatigue sur le fonctionnement laryngé : c'est par exemple souvent à la fin de l'effort, quand la fatigue s'accumule, que l'on observe un déplacement dorsal du voile du palais (Derksen, 2001).

Une étude réalisée par Hackett et al. (1994) conclue que cette technique serait particulièrement indiquée lors de suspicion d'obstruction dynamique des voies respiratoires, pour confirmer un déplacement dorsal du voile du palais ou identifier une autre origine. En effet, la signification d'un déplacement du voile du palais observé au repos reste controversée, en fonction de sa durée et de la rapidité avec laquelle les structures se remettent en place après un épisode de déglutition (Lumsden, 1995). Kannegieter et Dore (1995) soulignent quant à eux l'intérêt de cet examen pour déterminer la cause d'un bruit respiratoire anormal, par contre elle aurait peu de valeur dans la recherche d'une cause de non performance chez un cheval ne présentant pas de bruit respiratoire anormal.

Pour résumer, l'endoscopie du larynx réalisée lors d'un effort sur tapis roulant à grande vitesse permet de juger (Perrin, 1997) :

- La capacité des cartilages aryténoïdes à maintenir l'abduction avec l'effort et avec le temps;
- La capacité du plafond du pharynx, du voile du palais, des replis ary-épiglottiques à se maintenir en tension avec l'effort et avec le temps;
- La capacité de l'épiglotte à se maintenir au-dessus du voile du palais et à se replacer après déglutition avec l'effort et avec le temps;
- L'incidence des variations de position de la tête et de l'encolure sur le pharynx et le larynx.

Pour conclure sur cet examen, soulignons qu'on ne peut nier l'intérêt de la laryngoscopie chez le cheval. Cependant il convient de toujours l'intégrer à une démarche globale. Celle-ci comprend le recueil de l'anamnèse, l'examen clinique complet avec palpation du larynx, auscultation des bruits respiratoires au repos et après l'effort... Tous les chevaux présentant des bruits respiratoires anormaux au cours de l'exercice ne nécessitent pas un test sur tapis roulant, qui implique de référer l'animal dans un centre de médecine sportive, et ce sont justement ces compétences cliniques qui permettent de faire la différence (Lane, 1997).

D. Poches gutturales

1. Rappels anatomiques

Les poches gutturales, structures particulières aux solipèdes, sont des expansions des trompes auditives qui s'engagent dans tous les espaces libres entre le pharynx et le plancher crânien (Sautet et al, 1989). Les trompes auditives de ces animaux ne sont pas fermées totalement : elles présentent une fente dans leur paroi cartilagineuse à travers laquelle la muqueuse fait hernie, formant un sac rempli d'air aux parois très minces. Elles ne communiquent pas entre elles mais s'adossent par un septum inter-guttural, formé par les muqueuses des deux poches et les muscles droit ventral de la tête et long de la tête (Lepage, 1994).

Les trompes auditives font communiquer le pharynx avec l'oreille moyenne, permettant à l'air de circuler et d'exercer sa pression contre la face interne du tympan. L'orifice pharyngien des trompes auditives est fermé au repos par une lèvre médiale, véritable clapet soutenu par une lame de cartilage, appelé protubérance tubaire (Sautet et al, 1989). Une membrane transversale, le pli salpingo-pharyngien occupe le plancher des trompes auditives et connecte la protubérance tubaire à la paroi du nasopharynx (Holcombe et Schott, 1997). Ce pli muqueux réduit le diamètre de la trompe auditive à ce niveau et peut rendre parfois difficile le cathétérisme des poches gutturales (Lepage, 1994).

Chaque poche gutturale, d'un volume de 300 à 500 mL, enveloppe la branche longue de l'hyoïde, ou stylohyal, qui cloisonne partiellement la cavité en deux compartiments, latéral et médial (Holcombe et Schott, 1997). Cet os s'articule avec l'os temporal à la base du crâne, d'où sortent les nerfs crâniens facial (VII) et vestibulo-cochléaire (VIII). Dans cette situation, les poches gutturales entretiennent des rapports vasculaires et nerveux importants (cf. figure 38).

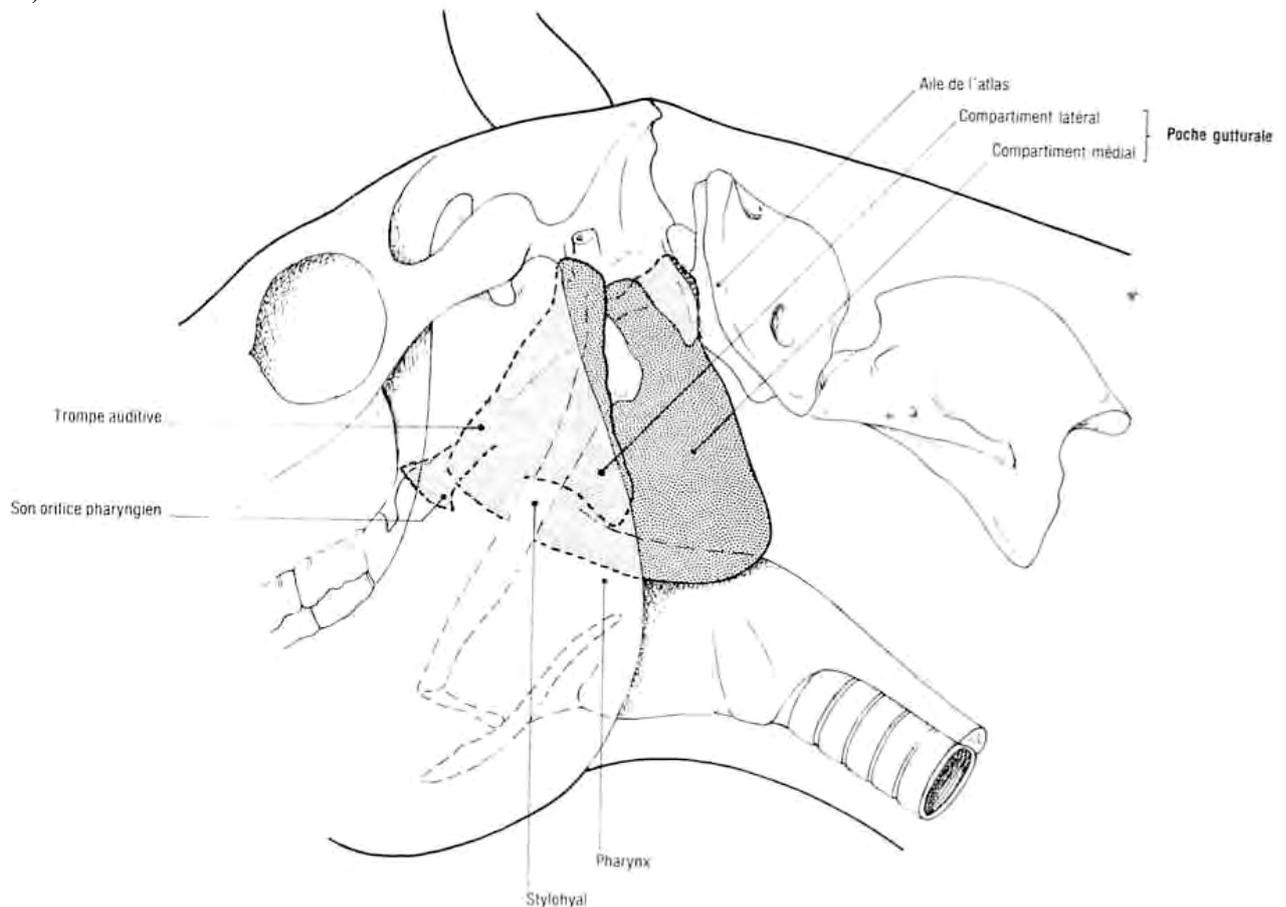


Figure 37 : Schéma de la poche gutturale gauche d'un cheval (d'après Denoix, 1982)

a) Conformation du compartiment latéral

Ce compartiment, de forme pyramidale, est le moins large. Il présente un sommet, une base et trois faces (Denoix, 1982) :

- Son sommet est situé au voisinage du méat acoustique externe.
- Sa base s'applique sur les muscles ptérygoïdiens et digastrique dont elle porte latéralement l'empreinte.
- Sa face latérale porte l'empreinte des artères carotide externe et maxillaire.
- Sa face médiale repose sur le stylohyal.
- Sa face rostrale montre de haut en bas le sillon du nerf auriculo-temporal, l'incisure de la corde du tympan et le passage du nerf mandibulaire.

b) Conformation du compartiment médial

Plus vaste que le compartiment latéral, le compartiment médial a une forme triangulaire, qui permet de décrire deux faces, trois bords et trois angles (Denoix, 1982).

α Ses bords

- Le bord ventral et rostral se moule sur la face dorsale du nasopharynx.
- Le bord caudal est irrégulier. Un repli de sa muqueuse contient les nerfs crâniens glosso-pharyngien (IX), vague (X), accessoire (XI) et hypoglosse (XII). L'artère carotide interne, destinée à l'encéphale, apparaît médialement aux faisceaux nerveux. Elle est accolée au ganglion cervical crânial, relais de tout le système nerveux sympathique de la tête. Ces rapports expliquent que certaines affections des poches gutturales se traduisent par des troubles nerveux variés : moteurs, sensitifs, mixtes ou neurovégétatifs du type syndrome de « Claude Bernard-Horner » (Sautet et al, 1989).

β Ses angles

- L'angle dorsal formé par les bords crânial et caudal longe la base du crâne et occupe la fosse condyloire ventrale, en contact avec le processus jugulaire de l'os occipital.
- L'angle rostral, situé sous le sphénoïde, est séparé de son homologue opposé par la bourse pharyngienne.
- L'angle caudal et ventral constitue la partie déclive de la poche gutturale, il s'adosse à celui du côté opposé.

χ Ses faces

- La face médiale s'adosse à la poche gutturale controlatérale au niveau de sa partie ventrale, sauf rostralement où elles sont séparées par la bourse pharyngienne. Sa moitié dorsale se moule sur le muscle droit ventral de la tête et le tendon du muscle long de la tête.
- La face latérale porte ventralement l'empreinte de la trifurcation carotidienne et des nœuds lymphatiques rétropharyngiens médiaux. Le sillon formé par l'artère carotide externe est croisé par le sillon des nerfs IX et XII, celui-ci longeant ensuite le tronc linguo-facial.

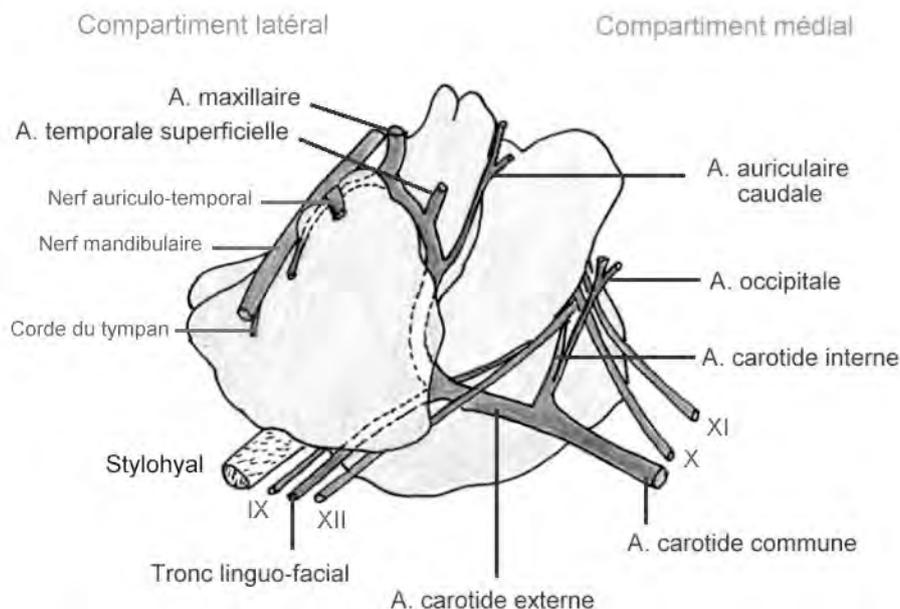


Figure 38 : Schéma de la face latérale de la poche gutturale gauche d'un cheval (d'après Denoix, 1982)

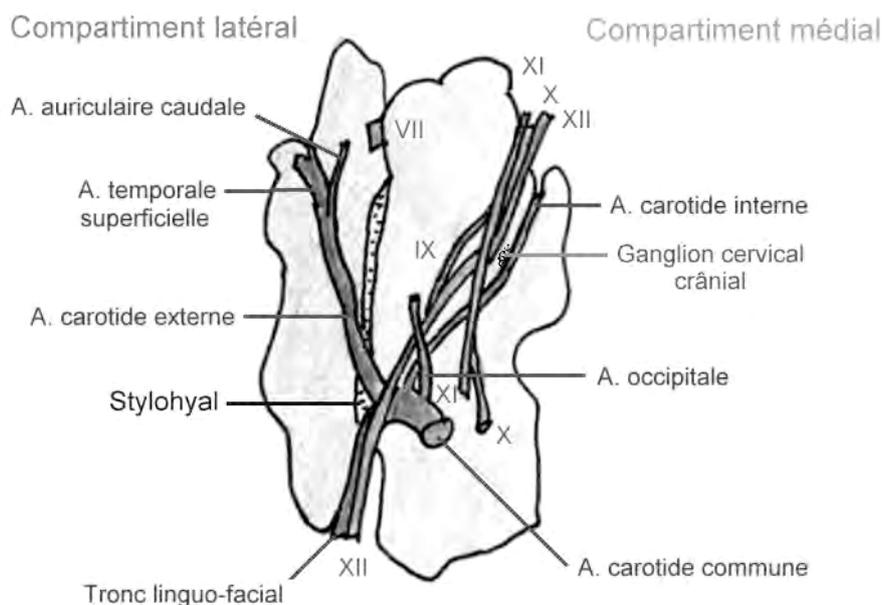


Figure 39 : Schéma de la vue caudale de la poche gutturale gauche (d'après Denoix, 1982)

c) Fonction des poches gutturales

Il y a eu beaucoup d'hypothèses concernant le rôle éventuel des poches gutturales, aucune n'a été prouvée scientifiquement. On a pu montrer expérimentalement que les orifices pharyngiens des trompes auditives s'ouvrent lors de la déglutition, permettant ainsi de renouveler l'air présent dans les poches gutturales, ce qui refroidit le sang contenu dans l'artère carotide interne. Les poches gutturales agiraient donc comme un système de refroidissement du sang destiné au cerveau, permettant de dissiper la chaleur produite par l'exercice musculaire (Baptiste et al., 2000).

2. Examen endoscopique des poches gutturales

a) Méthode de l'examen

Il est réalisé sur cheval debout et habituellement tranquilisé. Pour observer une poche gutturale, certains auteurs soutiennent qu'il est nécessaire d'introduire l'endoscope dans le naseau ipsilatéral correspondant (Cadoré, 1992 ; Couroucé-Malblanc, 2004). Pour Parente (2003), les deux poches peuvent être examinées sans changer l'endoscope de naseau. Cela dépend également de la méthode d'introduction et du guide qu'on utilise : on l'introduit dans le naseau ipsilatéral lorsqu'on utilise un guide flexible, tel qu'une pince à biopsie située dans canal, alors qu'avec un guide rigide (cathéter urinaire de chienne ou de truie), on entre par l'autre naseau.

La position de la tête du cheval est un élément important : tout en la gardant dans l'axe, il faut parfois modifier sa hauteur ou son extension pour faciliter la voie d'abord. Une longueur de 25 à 30 centimètres doit être insérée au niveau du méat ventral de façon à visualiser l'ouverture des poches gutturales dans le nasopharynx (Savage, 1997). Elles apparaissent comme deux fentes de couleur blanche à crème, d'environ quatre à six centimètres de long et fermées par une lame cartilagineuse dont la base est caudale (Sautet et al, 1989). Ces fentes étant relativement de petite taille, on conseille d'utiliser un fibroscope de petit diamètre (maximum 11 mm) pour l'examen (Roy et Lavoie, 2003). Il est important de

toujours réaliser un examen complet de voies respiratoires supérieures lorsqu'on suspecte une pathologie des poches gutturales. En effet, certaines affections des poches gutturales peuvent avoir des conséquences structurelles ou fonctionnelles sur d'autres éléments (Rush et Mair, 2004). On peut observer par exemple un affaissement du plafond du nasopharynx lors de tympanisme, une paralysie pharyngée ou une hémiparésie laryngée suite à une mycose...

Pour introduire l'endoscope dans l'ostium pharyngien de la trompe auditive, plusieurs techniques sont possibles (Perrin et Desbrosse, 1994):

- Faire déglutir le cheval en projetant de l'eau et profiter de l'ouverture de l'ostium pharyngien pour faire pénétrer l'endoscope. Cette technique demande cependant une certaine rapidité d'action.

- Utiliser une sonde spéciale, recourbée à son extrémité et introduite par le naseau contro-latéral, afin d'ouvrir l'ostium pharyngien (Perrin, 1997).

- Utiliser un guide introduit dans le canal opérateur, comme une pince à biopsie, qui permet d'écarter la protubérance tubaire (Obadia et al, 1994). Cette technique est celle utilisée à l'école vétérinaire et présentée dans la vidéo. L'endoscope est placé au contact de la paroi pharyngienne à quelques centimètres de l'ouverture des trompes auditives. Le guide est alors introduit au centre de la fente, puis est légèrement déplacé dorsalement pour pouvoir être avancé sur une dizaine de centimètres sans rencontrer de résistance (Cadoré, 1992). L'endoscope subit ensuite une rotation d'environ 180° afin qu'il se situe entre le guide et la paroi du pharynx, ce qui provoque une abduction du cartilage permettant d'introduire lentement la sonde (Slovis, 2004). Dès l'entrée de la sonde dans la poche, le guide est retiré (Savage, 1997). Pour examiner l'autre poche gutturale, on retire l'endoscope et on réitère la manœuvre en passant par l'autre naseau.

b) Observations

Tout d'abord, au niveau des ostiums pharyngiens, on peut observer de façon normale un petit volume de mucus s'écoulant depuis les trompes auditives, surtout après l'exercice (Freeman, 1991). Par contre, des écoulements purulents ou sanguinolents sont le signe d'une affection (Couroucé-Malblanc, 2004). Cependant, il faut garder à l'esprit que cette affection ne touche pas forcément les poches gutturales puisque des sécrétions provenant d'une autre localisation peuvent se loger à ce niveau (Parente, 2002). Il reste donc ensuite à inspecter la totalité de chaque poche : plafond, parois et plancher des compartiments latéraux et médiaux.

Soulignons tout de même que la morphologie des poches gutturales peut varier de façon importante d'un individu à l'autre, notamment en ce qui concerne la forme du stylohyoïde, la taille des compartiments et les bifurcations des vaisseaux... L'opérateur ne doit pas s'en étonner.

Le revêtement tapissant l'intérieur des poches gutturales est un épithélium de type cilié comprenant des glandes muqueuses ainsi que des formations lymphoïdes particulièrement développées chez les jeunes chevaux (Freeman, 1991). Sa finesse permet d'observer de nombreux éléments par transparence. L'os stylohyoïde peut être facilement identifié par sa couleur blanchâtre, son orientation et la présence du muscle occipitohyoïdien inséré sur sa face ventro-médiale (Obadia et al, 1994).

α Inspection du compartiment latéral

Au niveau du compartiment latéral, on observe l'artère maxillaire, issue de l'artère carotide externe qui a une direction ventro-dorsale, et une partie de la veine maxillaire située rostro-latéralement et un peu plus profondément que l'artère carotide. Une portion du muscle digastrique est visible sur la paroi ventro-latérale du compartiment (Holcombe et Schott,

1997). Sa partie rostro-dorsale porte l'incisure de la corde du tympan et du nerf mandibulaire, et sa partie rostro-ventrale montre le muscle ptérygoïdien médial.

β Inspection du compartiment médial

Le compartiment médial est le plus large, ce qui permet de le repérer (Savage, 1997). Plusieurs structures importantes peuvent être identifiées dans un repli caudo-latéral de la muqueuse (Obadia et al, 1994) : l'artère carotide interne, les nerfs crâniens (IX, X, XI, XII), le tronc sympathique et le ganglion cervical crânial. Les nerfs crâniens IX et XII peuvent être visualisés latéralement à l'artère carotide interne mais les nerfs X et XI ne sont pas toujours faciles à identifier. Cependant, la branche pharyngienne du nerf vague X peut être observée rostro-ventralement, où elle se dirige vers la paroi dorsale du pharynx pour former le plexus pharyngien (Holcombe et Schott, 1997). Les artères et nerfs sont très proches dans la partie dorsale du compartiment puis divergent distalement. Les nœuds lymphatiques rétropharyngiens médiaux, ne sont pas visualisés en tant que structures propres mais provoquent une invagination des parties latérales et ventrales du plancher du compartiment médial (Obadia et al, 1994). Le muscle long de la tête est visible sur la face médiale alors que la face latérale porte le muscle occipito-hyoïdien.

χ Inspection des trompes auditives

Le conduit est examiné lors du retrait de l'endoscope (Gaillard-Lavirotte et Cadoré, 2004). En forme d'entonnoir, il est plus large au niveau de l'orifice pharyngien et se réduit caudalement du fait du pli salpingo-pharyngien. Ce pli peut d'ailleurs parfois gêner l'introduction de l'endoscope, notamment lors d'inflammation de la poche gutturale (Holcombe et Schott, 1997).

c) Intérêts de l'endoscopie des poches gutturales

L'endoscopie de l'intérieure des poches permet de détecter différentes affections: une mycose, un empyème, des kystes, des néoformations tumorales, une ostéite du stylohyoïde (Savage, 1997). Un empyème ou des chondroïdes seront visualisés préférentiellement au niveau du plancher des poches gutturales, alors que des plaques fongiques seront plus fréquemment situées sur le trajet des artères (Roy et Lavoie, 2003). Des prélèvements pour la bactériologie, la mycologie, la cytologie et des biopsies peuvent être effectués. Ils permettent d'appréhender le fonctionnement muco-ciliaire et aide à déterminer la cause d'une affection (Perrin, 1997). Les signes cliniques les plus fréquents (Holcombe et Schott, 1997) sont du jetage uni ou bilatéral, un gonflement ou une douleur en région parotidienne, de la dyspnée, des signes nerveux (dysphagie, paralysie faciale, syndrome de Claude Bernard-Horner, signes vestibulaires...). Elle peut aussi être une aide diagnostique lors de l'évaluation d'otites internes ou moyennes chez le cheval, et par l'observation de proliférations osseuses au niveau des os styloïdes ou des articulations temporo-hyoïdes (Hassel et Schott, 1994). De plus, l'endoscopie peut être utilisée pour le traitement de certaines affections (tympanisme, empyème...) grâce à l'introduction d'anses diathermiques dans le canal opérateur (Cook, 1974). Cependant cet examen n'est pas sans risque, notamment suite à un épisode d'épistaxis récent (Lane, 1987).

E. Trachée et bronches

1. Rappels anatomiques

a) Dimensions

Trachée et bronches présentent une structure comparable et partagent la même fonction : assurer l'accès de l'air aux poumons lors de l'inspiration ou son reflux lors de l'expiration (Barone, 1997). La trachée est un tube impair, flexible et béant qui s'étend du larynx à la carène bronchique où elle se divise dorsalement au cœur en deux bronches principales droite et gauche, à peu près au niveau de la cinquième côte. D'environ 75 à 80 centimètres de long et 7 centimètres de diamètre, elle est constituée de 50 à 60 anneaux cartilagineux incomplets, qui rendent sa surface irrégulière (Sweeney, 1997). Cependant ces dimensions peuvent varier selon le sujet, l'attitude et l'activité physiologique (Barone, 1997). Ainsi, le calibre augmente légèrement lors de l'expiration et plus nettement lors de la phonation, la toux, l'effort.

b) Conformation externe de la trachée

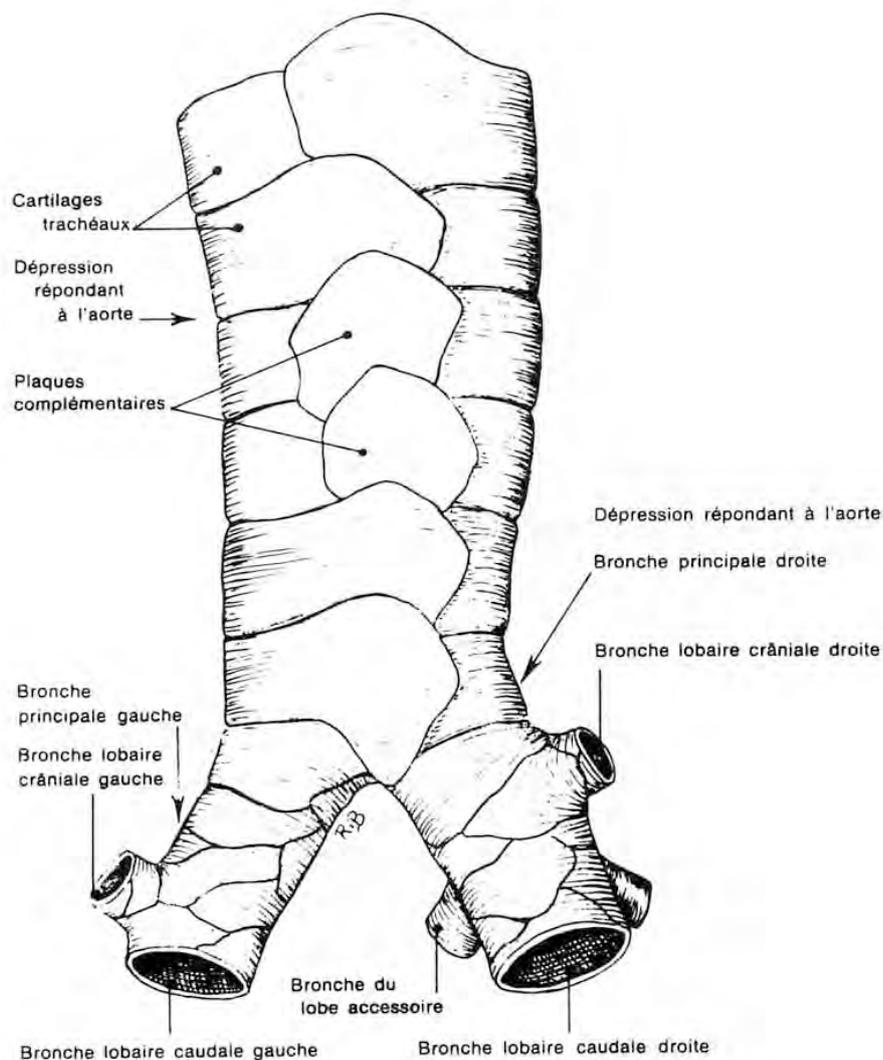


Figure 40 : Schéma de la partie distale de la trachée d'un cheval (d'après Barone, 1997)

La trachée est cylindroïde, souvent un peu plus aplatie dorso-ventralement dans le cou. Peu avant sa terminaison le conduit est plus déprimé sur sa face gauche, au contact de l'aorte (Barone, 1997). La disposition des anneaux cartilagineux n'est qu'approximativement régulière, il est fréquent que certains soient rétrécis, déformés, interrompus voire unis à leur voisin. Chez les Equidés les extrémités des anneaux se chevauchent légèrement ou restent à petite distance les uns des autres (cf. figure 40). Les derniers anneaux sont largement interrompus à leur extrémité dorsale et sont complétés par des plaques cartilagineuses complémentaires (Barone, 1997).

c) Conformation interne

La surface interne de la trachée est lisse, recouverte par la muqueuse jaune orangée à rougeâtre, humectée d'un mucus visqueux peu abondant, et qui montre de fines rides longitudinales. La couche musculaire, ou muscle trachéal, est située exclusivement dorsalement, sous la muqueuse, et s'attache sur la face interne des anneaux. La contraction de ce muscle resserre les cartilages et s'oppose en outre à une dilatation excessive du conduit sous la pression de l'air, lors de toux ou d'effort par exemple (Barone, 1997).

La disposition des bronches n'est pas tout à fait symétrique, le plus souvent la bronche principale droite est plus grosse et moins oblique (Barone, 1997). La bifurcation terminale est marquée par la saillie d'un éperon vertical et médian qui sépare les deux orifices donnant accès aux bronches : c'est l'éperon bronchique ou carina.

2. Examen endoscopique de la trachée et de la bifurcation trachéo-bronchique

a) Méthode d'examen

Lorsque l'endoscope utilisé est suffisamment long, l'examen de la trachée est possible. Les colonoscopes d'une longueur utile de 1,4 à 1,8 mètres ne permettent que l'observation de la bifurcation trachéale et éventuellement des bronches lobaires principales chez les chevaux de petit format (Cadoré, 1992). Il faut profiter d'une abduction des cartilages aryténoïdes et donc de l'ouverture de la glotte, pour introduire l'endoscope. Suite à la stimulation de la muqueuse laryngienne lors de l'entrée dans la trachée, une toux est possible mais non systématique.

Contrairement aux voies respiratoires supérieures, l'inspection des premières bronches nécessite dans la plupart des cas la sédation de l'animal (Cadoré et Crépin, 1992). Celle-ci est réalisée systématiquement lors de la réalisation de prélèvements histologiques (Cadoré, 1997). Pour poursuivre l'examen après la bifurcation trachéo-bronchique, il est nécessaire d'instiller 20 à 40 mL d'anesthésique local (lidocaïne) pour lutter contre le réflexe de toux (Cadoré, 1992). Cette anesthésie locale, associée à la sédation, doit permettre de diminuer la toux mais ne l'élimine pas complètement (Sweeney, 1997). Il arrive parfois que des réactions très vives de l'animal, malgré cette manœuvre, empêchent la réalisation de l'examen (Cadoré, 1992).

b) Observations

A l'origine, la lumière trachéale est relativement circulaire, avec un diamètre de 5 à 6 cm, puis elle s'aplatit progressivement dorsoventralement, ceci étant plus marqué à l'inspiration, avant de reprendre une forme plus circulaire en région thoracique (Slovis, 2004). La vascularisation devient de plus en plus visible, dorsalement et ventralement. Au niveau de

la face dorsale, les anneaux cartilagineux ne sont pas visibles du fait de la présence du muscle trachéal en position sous-muqueuse.

La plupart du temps, l'endoscopie de la trachée et des premières bronches vise à identifier des sécrétions provenant de l'appareil respiratoire inférieur, plutôt que de rechercher des modifications des voies conductrices (Lane, 1987). Cependant, il faut être attentif tout de même à l'aspect de la muqueuse (hyperhémie, présence de sang, de mucus, d'œdème, de tissu de granulation, rupture, tumeur...), au diamètre de la trachée (collapsus expiratoire bronchique lors de trouble ventilatoire obstructif chronique, sténose post-traumatique), et à la présence d'éventuels corps étrangers, néoformations ou éléments parasitaires (Cadoré, 1997 ; Slovis, 2004). Les cicatrices de trachéotomie, rarement visibles extérieurement, sont facilement identifiables à l'endoscopie, sous la forme d'une large lésion circulaire (Parente, 2003).

Du mucus est parfois visible, de couleur crème, de consistance visqueuse, ce qui permet de le différencier de la salive, plus blanche et fluide (Slovis, 2004). La présence de sécrétions doit toujours être considérée comme anormale, sauf s'il s'agit d'une très faible quantité observée dans la partie horizontale intra-thoracique de la trachée (Cadoré, 1997). La quantité de mucus peut être gradée de 0 à 5 (cf. tableau 10). Une quantité importante de mucus associée à une hyperhémie de la muqueuse sont des signes d'inflammation. Il convient de toujours rester prudent sur l'appréciation des couleurs et de prendre en compte l'effet loupe des appareils utilisés (Cadoré, 1997).

Grade	Description
0	Pas de mucus visible
1	Petites gouttes de mucus
2	Nombreuses gouttes de mucus partiellement confluentes
3	Mucus confluent dans la partie ventrale de la trachée ou nombreuses grosses gouttes présentes sur tout le pourtour de la trachée
4	Accumulation importante de mucus dans la partie ventrale de la trachée
5	Quantité importante de mucus occupant plus de 25 % de la lumière trachéale

Tableau 10 : Evaluation de la présence de mucus dans la trachée (d'après Robinson et al., 2003)

c) Prélèvements

L'endoscopie trachéo-bronchique est particulièrement intéressante pour réaliser des prélèvements : elle évite les complications liées à une ponction trachéale transcutanée et permet une bonne visualisation du site de prélèvement (Sweeney, 1997). Un tube de polyéthylène inséré dans le canal à biopsie permet de réaliser des prélèvements destinés à un examen cytologique (Parente, 2002). Par contre, la contamination de l'endoscope lors du passage des voies respiratoires supérieures pose problème pour interpréter les résultats de cultures bactériologiques. L'utilisation de cathéters ou de brosses protégées peut aider mais ne solutionne pas totalement le problème. En effet, la contamination reste possible et leur faible diamètre empêche parfois de réaliser des prélèvements de bonne qualité du fait de l'importante viscosité des fluides (Parente, 2002). Il faut interpréter les résultats avec précaution, notamment quand des bactéries peu communes, comme celles du genre *Pseudomonas*, sont isolées (Sweeney, 1997).

F. Les limites de l'examen endoscopique des premières voies respiratoires du cheval

Les avantages apportés par l'endoscopie en pratique vétérinaire équine sont indéniables. La performance diagnostique concernant les affections des premières voies respiratoires a considérablement évolué avec l'utilisation des fibroscopes flexibles (Lane, 1987). Cependant, il faut s'assurer dans un premier temps de la pertinence de cet examen : est-il bien indiqué pour cet animal ? Pour cela, tous les chevaux présentés pour une endoscopie doivent tout d'abord faire l'objet d'un examen clinique complet, qui inclut un examen de boiterie. En effet, un cheval présenté pour diminution des performances peut être sujet à une multitude de problèmes affectant les systèmes musculosquelettique, nerveux, cardiovasculaire ou respiratoire (Parente, 1997).

Au cours même de l'examen endoscopique, il est important de rester prudent dans l'interprétation des couleurs et des contours. En effet, l'appréciation de ces deux données relativement subjectives peuvent varier d'un opérateur à l'autre, mais aussi pour un même opérateur d'un examen à l'autre (Gaillard et al., 1998).

Par ailleurs, dans de nombreux cas, il est nécessaire d'effectuer plusieurs examens endoscopiques, en particulier avant et après effort. En effet, des observations endoscopiques réalisées au cours de l'exercice par de nombreuses équipes travaillant en médecine sportive montrent que le clinicien doit interpréter les images avec beaucoup de prudence, notamment pour les animaux présentés pour bruits respiratoires anormaux ou intolérance à l'effort (Cadoré, 1992). En effet, il peut être difficile de déterminer la signification fonctionnelle et les conséquences cliniques d'une lésion, surtout lorsque l'endoscopie est réalisée au repos (Lumsden et al., 1995). La vidéoendoscopie au cours de l'exercice semble par conséquent être une excellente méthode pour évaluer les voies respiratoires supérieures (Derksen, 2001) : elle permet d'apprécier les modifications dynamiques liées aux variations de pression et d'observer l'effet de la fatigue sur leur fonctionnement.

Mais c'est un outil qui reste subjectif, c'est pourquoi l'associer à une évaluation quantitative, par mesure des flux d'air, des bruits et des pressions, peut être intéressant. Ainsi, il est possible de disposer un microphone près des naseaux pour enregistrer les bruits respiratoires, et d'utiliser des cathéters intrapharyngiens et intratrachéaux pour mesurer les variations de pression (Parente, 1997). Ces techniques permettraient une évaluation plus globale du fonctionnement des voies respiratoires supérieures (Ducharme et Hackett, 1992 ; Derksen, 2001).

CONCLUSION

L'endoscopie des voies respiratoires supérieures du cheval fait actuellement partie des examens complémentaires indispensables pour évaluer les altérations morphologiques et/ou fonctionnelles de ces structures. Il semble par conséquent essentiel pour le vétérinaire praticien de connaître le matériel endoscopique afin de choisir un équipement adapté à sa pratique, de savoir l'utiliser et l'entretenir correctement. Outre cet équipement, c'est toute la procédure qu'il faut maîtriser, depuis la préparation de l'animal jusqu'au rangement de l'endoscope. Enfin, l'anatomie et l'aspect endoscopique normale des différents étages constituant les voies respiratoires supérieures du cheval doivent être parfaitement connus pour pouvoir déceler d'éventuelles affections.

J'espère que le DVD associé à ce manuel aidera des étudiants et des praticiens vétérinaires à atteindre ces objectifs d'une manière ludique et efficace. Cet outil signe l'évolution constante de l'enseignement, qui bénéficie aujourd'hui des nouvelles technologies permettant de développer des modules de formation interactifs appréciés par tous.

**Le Professeur responsable
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**


Agnès BENAMOU-SMITH
Docteur Vétérinaire
69280 MARCY L'ETOILE

**Vu : Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Lyon**

LE DIRECTEUR

Stéphane MARTINOT



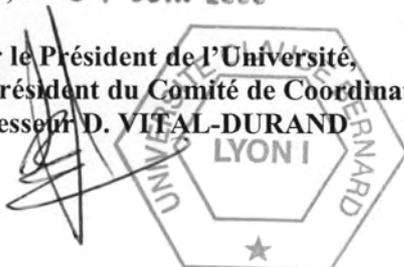
Le Président de la thèse



Vu et permis d'imprimer

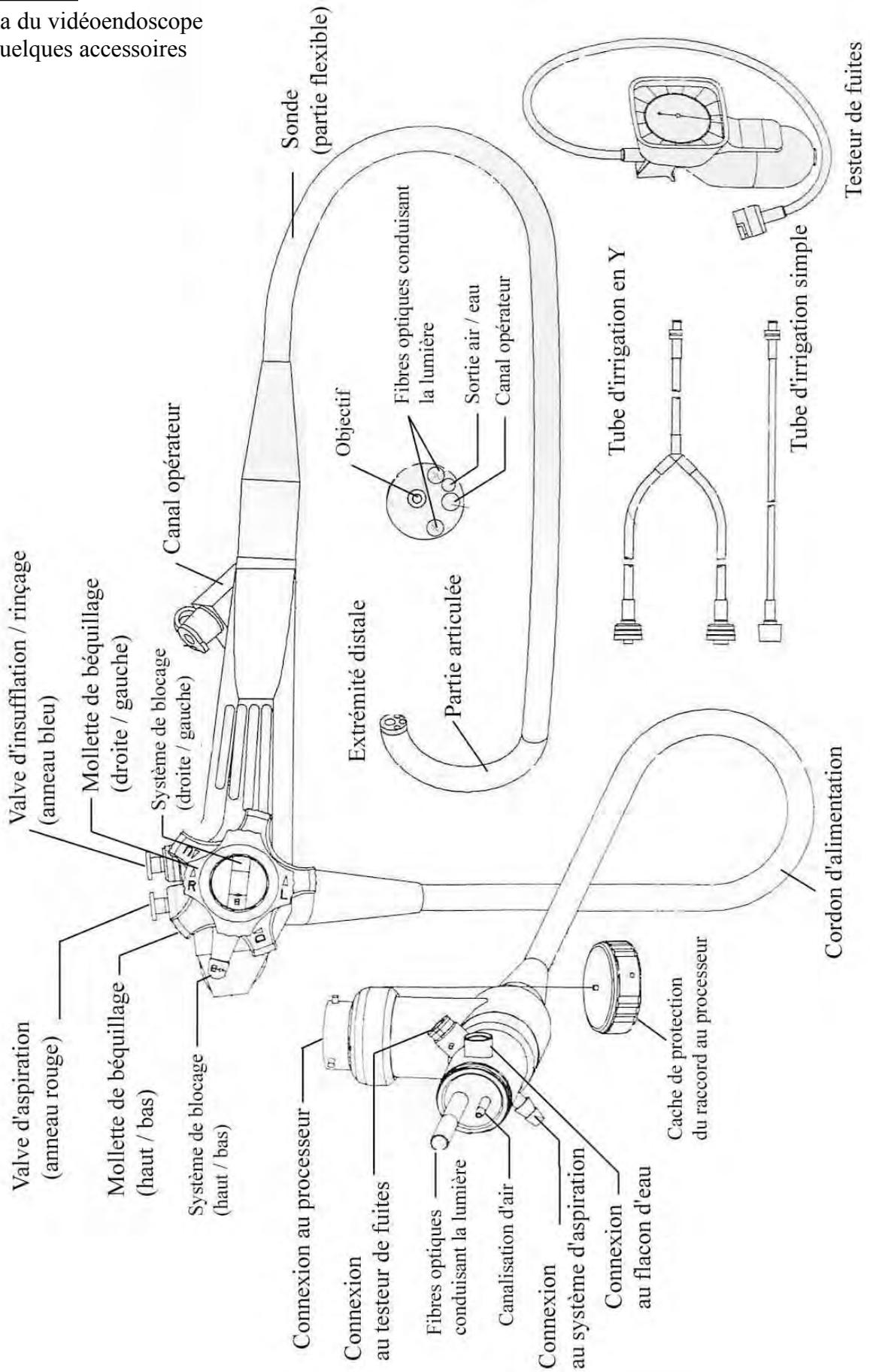
Lyon, le **01 JUIN 2006**

**Pour le Président de l'Université,
Le Président du Comité de Coordination des Etudes Médicales,
Professeur D. VITAL-DURAND**



ANNEXE 1

Schéma du vidéoendoscope et de quelques accessoires



ANNEXE 2

Principales pathologies rencontrées lors de l'endoscopie des premières voies respiratoires du cheval (d'après Cook, 1974 ; Sautet et al, 1989 ; Traub-Dargatz et Brown, 1997 ; Perrin, 1998 ; Slovis, 2004)

Régions	Types d'affection	Exemples
Cavités nasales	Congénitale Inflammatoire Néoplasique Traumatique Fonctionnelle	Asymétrie du septum nasal et des cornets, atrésie ou sténose des choanes, Rhinite, sinusite, mycose, granulome, amyloïdose Polypes, tumeurs, hématome de l'ethmoïde Corps étranger, fracture Paralysie du nerf facial...
Pharynx	Congénitale Inflammatoire Néoplasique Traumatique Fonctionnelle	Hypoplasie du voile du palais, kystes pharyngiens, fente palatine, rétrécissement du plafond du nasopharynx, sténose de l'ostium intrapharyngien, Granulome, hyperplasie folliculaire lymphoïde, pharyngite, ulcères du voile du palais Carcinome tonsillaire Corps étranger contre la base de l'épiglotte Déplacement rostral de l'arc palatopharyngien, Collapsus pharyngien, déplacement dorsal du voile du palais, paralysie...
Larynx	Congénitale Inflammatoire Néoplasique Traumatique Fonctionnelle	Kyste sous-épiglottique, hypoplasie de l'épiglotte Abcès épiglottique, granulome, épiglottidite, chondrite des aryténoïdes Polypes, tumeurs Corps étranger, chirurgie antérieure, Hémiplégie laryngée, déplacement dorsal du pli ary-épiglottique, entrappement ary-épiglottique, retournement de l'épiglotte...
Poches gutturales	Congénitale Inflammatoire Néoplasique Traumatique Fonctionnelle	Kyste dentifère Empyème, diverticulite, invasion lymphoïde hyperplasique, mycose, otites moyennes et internes, Tumeur Fracture et luxation des os du crâne, rupture du muscle long de la tête, corps étranger Tympanisme
Trachée	Congénitale Inflammatoire Néoplasique Traumatique Fonctionnelle	Sténose, malformation des anneaux Granulome, chondrome, ulcère Polypes, tumeurs Rupture, fistule, corps étranger, hématome Collapsus, prolapsus de la membrane crico-trachéale

BIBLIOGRAPHIE

ARCHER R.M., LINDSAY W.A., DUNCAN I.D. (1991) A comparison of techniques to enhance the evaluation of equine laryngeal function. *Equine vet. J.*, 23, 2, 104-107.

ART T., LEKEUX P. (2005) Upper Airway function and dysfunction. in ASME (eds) *Proceeding du 9ème congrès de médecine et chirurgie équine*, Genève, 13 au 15 décembre, Editions Médecine et Hygiène, Chêne-Bourg, 30-33.

AUER D.E., WILSON R.G., GROENENDYK S. (1985) Pharyngeal lymphoid hyperplasia in Thoroughbred racehorses in training. *Aust. Vet. J.*, 62, 4, 124-126.

BAKER G.J. (1997) Pharynx in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) *Equine endoscopy*, second edition. Mosby, Saint-Louis, 49-60.

BAPTISTE K.E., NAYLOR J.M., BAILEY J., BARBER E.M., POST K., THORNHILL J. (2000) A function for guttural pouches in the horse. *Nature*, 403, 382-383.

BARLOW D.E. (1990) Fiberoptic instrument technology. in Tams T.R. (ed) *Small animal endoscopy*, Mosby, Saint-Louis, 1-23.

BARONE R. (1997) *Anatomie comparée des mammifères domestiques. Troisième tome : splanchnologie I, appareil digestif, appareil respiratoire. Troisième édition.* Vigot, Paris, 853 p.

BARONE R. (1999) *Anatomie comparée des mammifères domestiques. Premier tome : ostéologie. Quatrième édition.* Vigot, Paris, 761p.

BARTHEL J.S. (2005) Looking forward in flexible endoscopy. in McCarthy T.C. (ed) *Veterinary endoscopy for the small animal practitioner*, Elsevier Saunders, Saint Louis, 567-573.

BELGNAOUI Y. (page consultée le 31 août 2005) Le CCD, Willard Boyle. Site industrie et technologies [en ligne]. Adresse URL : http://www.industrie-technologies.com/ingenieurs/affichage.cfm?ID_m=1683109&cd=5063&id=secteur

BURNS J. (2004) Endoscopic instrumentation and documentation. in Slovis N.M. (ed) *Atlas of equine endoscopy*, Mosby, Saint-Louis, 3-34.

CADORE J.L. (1992) Endoscopie de l'appareil respiratoire chez le cheval. *Rec. Méd. Vét.*, 168, 3-4, 243-248.

CADORE J.L. (1997) Examens complémentaires en pathologie trachéo-bronchique et pulmonaire chez le cheval. in SNGTV (eds) *Maladies respiratoires. Journées nationales des GTV*, Vichy, 21 à 23 mai 1997, SNGTV, Paris, 203-205.

CADORE J.L., CREPIN F. (1992) Sémiologie de l'appareil respiratoire du cheval. 2^{ème} partie, examens complémentaires. *Point Vét.*, 24, 147, 453-458.

C.CLIN Sud-Est (page consultée le 3 novembre 2005) Acide peracétique : activités et usages en établissements de santé. Version du 05/01/05. [en ligne]
Adresse URL : <http://cclin-sudest.univ-lyon1.fr/prevention/guides/APAFinal.pdf>

CHAMNESS C.J. (2005) Introduction to veterinary endoscopy and endoscopic instrumentation. in McCarthy T.C. (ed) Veterinary endoscopy for the small animal practitioner, Elsevier Saunders, Saint Louis, 1-20.

CLIN Paris-Nord (page consultée le 31 août 2005) Endoscopie chirurgicale, guide de bonnes pratiques, octobre 2000. [en ligne]
Adresse URL : <http://www.ccr.jussieu.fr/cclin/Guides/EndoscopieChirurgicale.pdf>

COOK W.R. (1970a) Instrument specifications for endoscopy of the equine upper respiratory tract and Eustachian tube diverticulum. Vet. Rec., 87, 429-437.

COOK W.R. (1970b) Procedure and technique for endoscopy of the equine respiratory tract and Eustachian tube diverticulum. Equine Vet. J., 2, 4, 137-150.

COOK W.R. (1974) Some observations on diseases of the ear, nose and throat in the horse, and endoscopy using a flexible fiberoptic endoscope. Vet. Rec., 94, 533-541.

COOK W.R. (1988) Diagnosis and grading of hereditary recurrent laryngeal neuropathy in the horse. Vet. Res., 8, 6, 432-455.

COUROUCE-MALBLANC A. (2004) L'endoscopie dans le cadre de l'examen d'un cheval toussur. Prat. Vét. Équine, 36, n°spécial, 51-56.

CUNNINGHAM J.G. (1997) Textbook of veterinary physiology, second edition. Saunders, Philadelphia, 683 p.

DAVIDSON E.J., MARTIN B.B. (2003) Diagnosis of upper respiratory tract diseases in the performance horse. Vet. Clin. North Am. Equine Pract., 19:1, 51-62.

DELAMARCHE C., DORAY P., DUBOURJAL H., DUVERGER A., GONNOT-GUIZZO I., RIVAILLE A., VIENNE B. (1989) Dictionnaire de la langue française. Etymologie / grammaire. Hachette, Rungis, 1266 p.

DENOIX J.M. (1982) Réflexion anatomique sur les diverses techniques de paracentèse de la poche gutturale. Les entretiens de Bourgelat, tome II. Edition du point vétérinaire, Maisons-Alfort, 347-366.

DERKSEN F.J. (2001) Evaluation of the upper airway and interpretation of endoscopic findings. in Hodgson D. (ed) Respiratory and gastrointestinal medicine. Proceedings of the 23 bain-fallon memorial lectures of Australian Equine Veterinary Association, Yeppoon, July 23-27, AEVA, Artarmon, 41-44.

DOWLING B.A., HODGSON D.R., ROSE R.J. (2000) Respiratory system. in : Rose R.J., Hodgson D.R. (eds) Manual of equine practice, second edition. Saunders, Philadelphia, 187-236.

DUCHARME N.G., HACKETT R.P., FUBINI S.L., ERB H.N. (1991) The reliability of endoscopic examination in assessment of arytenoid cartilage movement in horses. Part II, Influence of side of examination, reexamination and sedation. *Vet. Surg.*, 20, 3, 180-184.

DUCHARME N.G., HACKETT R.P. (1992) L'hémiplégie laryngée chez le cheval (cornage). Intérêt de l'endoscopie dans le cadre du diagnostic et du traitement. *Rec. Méd. Vét.* 168, 3-4, 249-256.

EMBERTSON R.M. (1997) Purchase examination of the upper respiratory tract in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) *Equine endoscopy*, second edition. Mosby, Saint-Louis, 232-242.

FAVA D., BITELLI G., CAPPI M., DIANA A., PIETRA M., CINOTTI S. (2003) Endoscopic examination of equine upper respiratory tract by computed image analysis. *Vet. Res. Commun.*, 27 Suppl. 1, 749-753.

FLYNN N. (1984) Fiberoptic endoscopes in equine medicine. *Equine Pract.*, 6, 5, 16-18.

FREEMAN D.E. (1991) Nasal passages, Paranasal sinuses, Guttural pouches. in Beech J. (ed) *Equine respiratory disorders*, Lea & Febiger, Malvern, 253-330.

GAILLARD C., LE NINIVIN A., MARTINOT S., CADORE J.L. (1998) Sémiologie de l'appareil respiratoire chez le cheval : 2-les examens complémentaires. *Prat. Vét. Equine*, 30, 118, 35-43.

GAILLARD-LAVIROTTE C., CADORE J.L. (2004) Examen endoscopique des voies respiratoires supérieures chez le cheval. *Nouv. Prat. Vét. équine*, 1, 33-34.

GALLEY R.H. (1991) Videoendoscopy: practical equipment alternatives. in Blake-Caddel L. (ed) 37th annual convention proceedings of the American Association of Equine Practitioners, San Fransisco, December 1-4, AAEP, Lexington, 487-493.

GREET T.R.C., JEFFCOTT L.B., WHITWELL K.E., COOK W.R. (1980) The slap test for laryngeal adductory function in horses with suspected cervical spinal cord damage. *Equine Vet. J.*, 12, 3, 127-131.

HACKETT R.P., DUCHARME N.G., FUBINI S.L., ERB H.N. (1991) The reliability of endoscopic examination in assessment of arytenoid cartilage movement in horses. Part I, subjective and objective laryngeal evaluation. *Vet. Surg.*, 20, 3, 174-179.

HACKETT R.P., DUCHARME N.G., MITCHELL L. (1994) The role of treadmill endoscopy in diagnosis obstruction of the upper airway. in Rayne Bakhaus R. (ed) 40th annual convention proceedings of the American Association of Equine Practitioners, Vancouver, December 4-7, AAEP, Lexington, 83.

HALL L.W., CLARKE K.W., TRIM C.M. (2001) *Veterinary anaesthesia*, 10th edition. Saunders, London, 561.

HASSEL D.M., SCHOTT H.C. (1994) Guttural pouch endoscopy as a diagnostic aid in otitis media / interna in horses. in Rayne Bakhaus R. (ed) 40th annual convention proceedings of the American Association of Equine Practitioners, Vancouver, December 4-7, AAEP, Lexington, 87-88.

HOLCOMBE S.J., SCHOTT H.C. (1997) Guttural pouch in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) Equine endoscopy, second edition. Mosby, Saint-Louis, 61-73.

HUBBELL J.A.E. (1996) Horses. in Thurmon J.C., Tranquilli W.J., Benson G.J. (eds) Lumb&Jones' Veterinary anaesthesia, third edition. Lea&Febiger, Baltimore, 599-609.

JOHNSON J.H., MOORE J.N., COFFMAN J.R., GARNER H.E., TRITSCHLER L.G., TRAVER D.S. (1978) Selection, care and maintenance of endoscopic equipment for use in horses. J. Am. Vet. Med. Assoc., 172, 3, 374-376.

KANNEGIETER N.J., DORE M.L. (1995) Endoscopy of the upper respiratory tract during treadmill exercise: a clinical study of 100 horses. Aust. Vet. J., 72, 3, 101-107.

KARL STORZ (2004) Veterinary endoscopy, large animals, 7th edition. Karl Storz GmbH & Co. KG., Tuttlingen, 225 p.

LAMAR A.M. (1997) Standard fiberoptic and videoendoscopic equipment in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) Equine endoscopy, second edition. Mosby, Saint-Louis, 13-27.

LANE J.G. (1987) Fibreoptic endoscopy of the equine upper respiratory tract: a commentary on progress. Equine Vet. J., 19, 6, 495-499.

LANE J.G. (1993) Equine head medicine and surgery. in Dyke T.M. (ed) Equine head and hindlimb medicine and surgery. Proceedings of the fifteenth bain-fallon memorial lectures of Australian Equine Veterinary Association, Canberra, June 28 – July 2, AEVA, Artarmon, 113-268.

LANE J.G. (1997) Larynx in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) Equine endoscopy, second edition. Mosby, Saint-Louis, 74-96.

LECOINDRE P., CADORE J.L. (1992) Manuel d'endoscopie vétérinaire. Editions du fleuve, Lyon, 220 p.

LEPAGE (1994) Hémorragie dans les poches gutturales. 1. anatomie, diagnostic et étiologie. Prat. Vét. Equine, 26, 4, 255-261.

LUMSDEN J.M., STICK J.A., CARON J.J., NICKELS F.A., BROWN C.M., GODBER L.M., DERKSEN F.J. (1995) Upper airway function in performance horses : videoendoscopy during high-speed treadmill exercise. Compend. Contin. Educ. Pract. Vet., 17, 9, 1134-1143.

MATHEWS L. (2001) Validation de l'effet apaisant de l'analogue phéromonal P005 chez le cheval lors d'examens de fibroscopie et de vidéoscopie. Thèse de doctorat vétérinaire, Université Claude Bernard, Lyon, 103 p.

MORGAN S.J. (1990) Endoscopic photography. in Tams T.R. (ed) Small animal endoscopy, Mosby, Saint-Louis, 25-30.

MORRIS E.A., SEEHERMAN H.J. (1991) Clinical evaluation of poor performance in the racehorse: the results of 275 evaluations. Equine Vet. J., 23, 3, 169-174.

NICKELS F.A. (1997) Nasal cavity in : Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) Equine endoscopy, second edition. Mosby, Saint-Louis, 28-39.

OBADIA M., VILLA R., LE NINIVIN A. (1994) Imagerie comparée des voies respiratoires supérieures chez le cheval. in CEREOPA (eds) Journée de la recherche chevaline, 20^{ème} journée d'étude, Paris, 2 mars 1994, 84-95.

OPTOMED (page consultée le 29 septembre 2005) Site de la société Optomed, solutions d'endoscopie à usage vétérinaire. [en ligne] Adresse URL : [http:// www.optomed.fr](http://www.optomed.fr)

ORSINI J.A. (1992) Endoscopic equipment. in Auer J.A. (ed) Equine surgery, Saunders, Philadelphia, 430-433.

PARENTE E.J., MARTIN B.B. (1995) Correlation between standing endoscopic examinations and those made during high-speed exercise in horses: 150 cases. in Zininger S.E., Klapheke R.M. (eds) 41th annual convention proceedings of the American Association of Equine Practitioners, Kentucky, December 3-6, AAEP, Lexington, 170-171.

PARENTE E.J. (1997) Treadmill endoscopy in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) Equine endoscopy, second edition. Mosby, Saint-Louis, 107-116.

PARENTE E.J. (1998) Value of high-speed treadmill endoscopy. in AAEP (eds) 44th annual convention proceedings of the American Association of Equine Practitioners, San Fransisco, December 1-4, AAEP, Lexington, 30-34.

PARENTE E.J. (2002) Video-endoscopy in : Lekeux P. (ed) Equine respiratory diseases. International veterinary information service, Ithaca, New York [en ligne] http://www.ivis.org/special_books/Lekeux/toc.asp

PARENTE E.J. (2003) Endoscopic evaluation of the upper airway tract. in : Robinson N.E. (ed) Current therapy in equine medicine 5. Saunders, Saint Louis, 366-369.

PERRIN R. (1997) Les voies respiratoires supérieures du cheval : sémiologie, examens complémentaires, traitement. in SNGTV (eds) Maladies respiratoires. Journées nationales des GTV, Vichy, 21 à 23 mai 1997, SNGTV, Paris, 179-193.

PERRIN R. (1998) Pathologie respiratoire équine. Affections des voies respiratoires supérieures. Dépêche Vét. (Suppl.), 60, 27-38.

PERRIN R., DESBROSSE F. (1994) Les différentes pathologies des poches gutturales : sémiologie et traitement. . in CEREOPA (eds) Journée de la recherche chevaline, 20^{ème} journée d'étude, Paris, 2 mars 1994, 44-57.

PLAIFOSSE J. (1971) L'endoscopie pharyngo-laryngée chez le cheval. *Prat. Vét. Equine*, 1, 27-28.

RAPHEL C.F. (1982) Endoscopic findings in the upper respiratory tract of 479 horses. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 181, 5, 470-473.

ROBINSON N.E., BERNEY C., EBERHART S., DEFEIJTER-RUPP L., JEFCOAT A.M., CORNELISSE C.J., GERBER V.M., DERKSEN F.J. (2003) Coughing, mucus accumulation, airway obstruction, and airway inflammation in control horses and horses affected with recurrent airway obstruction. *Am. J. Vet. Res.*, 64, 5, 550-557.

ROBINSON N.E. (2004) Consensus statements on equine recurrent laryngeal neuropathy : conclusions of the Havemeyer Workshop. *Equine Vet. Educ.*, 16, 6, 333-336.

RODGERSON D. (2004) Treadmill pharyngoscopy and laryngoscopy. in Slovis N.M. (ed) *Atlas of equine endoscopy*, Mosby, Saint-Louis, 225-238.

ROY M.F., LAVOIE J.P. (2003) Tools for the diagnosis of equine respiratory disorders. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.*, 19, 1, 1-17.

RUSH B., MAIR T. (2004) *Equine respiratory diseases*. Blackwell science, Oxford, 322 p.

SAUTET J.Y., RUBERTE J., SERVANTIE J. (1989) Bases anatomiques de l'endoscopie des voies aériennes du cheval. *Point Vét.*, 21, 121, 185-197.

SAVAGE C.J. (1997) Evaluation of the equine respiratory system using physical examination and endoscopy. *Vet. Clin. North Am. Equine Pract.*, 13, 3, 443-462.

SIRCUS W. (2003) Milestones in the evolution of endoscopy : a short history. *J. R. Coll. Physicians Edinb.* [en ligne], 33, 124-134. Adresse URL: http://www.rcpe.ac.uk/publications/articles/journal_33_2/8_milestones_in_endoscopy.pdf

SLOVIS N.M. (2004) *Atlas of equine endoscopy*. Mosby, Saint Louis, 254 p.

SWEENEY C.R. (1997) Trachea and bronchi in: Traub-Dargatz J.L., Brown C.M. (eds) *Equine endoscopy*, second edition. Mosby, Saint-Louis, 97-106.

SWEENEY C.R., MAXSON A.D., SOMA L. R. (1991) Endoscopic findings in the upper respiratory tract of 678 Thoroughbred racehorses. *J. Am. Vet. Med. Assoc.*, 198, 6, 1037-1038.

TAMS T.R. (1990) *Small animal endoscopy*, Mosby, Saint-Louis, 426p.

TRAUB-DARGATZ J.L., BROWN C.M. (1997) *Equine endoscopy*, second edition. Mosby, Saint Louis, 252 p.

WALSH C.M. (2003) Tranquillisation pour la chirurgie debout chez le cheval. *Prat. Vét. Equine*, 35, numéro spécial, 25-32.

NOM PRENOM : DUPUIS Marie-Capucine

TITRE :

MODULE D'ENSEIGNEMENT INTERACTIF SUR LA REALISATION DE L'EXAMEN
ENDOSCOPIQUE DES VOIES RESPIRATOIRES SUPERIEURES DU CHEVAL

Thèse Vétérinaire : Lyon, 26 juin 2006

RESUME :

L'endoscopie des voies respiratoires supérieures du cheval est un examen complémentaire particulièrement intéressant, puisqu'il permet de visualiser directement les structures et d'évaluer des éventuelles altérations morphologiques ou fonctionnelles.

Le DVD ainsi que ce fascicule ont été élaboré afin de permettre aux étudiants et aux praticiens vétérinaires d'acquérir des connaissances pratiques sur cette procédure. Il est constitué de plusieurs films qui présentent tout d'abord le matériel endoscopique, son fonctionnement et son entretien, puis les étapes de l'examen endoscopique. L'anatomie des différentes structures, depuis les cavités nasales jusqu'à la trachée, en incluant les poches gutturales, est rappelée puis illustrée par des images endoscopiques. Quelques éléments de pathologie sont ensuite présentés. Enfin, des séries de questions interactives ont été intégrées à chaque chapitre afin de faciliter l'apprentissage et la mémorisation.

MOTS-CLES :

- Cheval
- Appareil respiratoire supérieur
- Endoscopie
- Anatomie
- DVD
- Formation

JURY :

Président : Monsieur le Professeur Jean-François MORNEX

1^{er} assesseur : Madame le Professeur Agnès BENAMOU-SMITH

2^{ème} assesseur : Monsieur le Professeur Olivier LEPAGE

DATE DE SOUTENANCE :

26 juin 2006

ADRESSE DE L'AUTEUR :

Le Vissoux

69620 SAINT-VERAND