



# UNIVERSITÀ DI PARMA

Dipartimento di Scienze Medico-Veterinarie

Corso di Laurea Magistrale a Ciclo Unico in Medicina Veterinaria

## STRUMENTI, PROCEDURE E PROSPETTIVE NELLA PRATICA ANESTESIOLOGICA DEL CONIGLIO

*Tools, procedures, and perspectives in the anesthetic  
management of the rabbit*

Relatore:

**Chiar.mo Prof. Fabio Leonardi**

Laureanda:

**Elena Vaona**

ANNO ACCADEMICO 2021/2022

<b>ABSTRACT</b> .....	<b>5</b>
<b>INTRODUZIONE</b> .....	<b>6</b>
<b>1. ANATOMIA E FISIOLOGIA DEL CONIGLIO (ORYCTOLAGUS CUNICULUS)</b> .....	<b>7</b>
SISTEMA CARDIOVASCOLARE .....	9
Siti di venopuntura.....	10
APPARATO RESPIRATORIO .....	11
<i>Tratto respiratorio superiore</i> .....	12
<i>Tratto respiratorio inferiore</i> .....	12
APPARATO GASTRO-ENTERICO .....	14
APPARATO URINARIO .....	17
<i>Surrenali</i> .....	18
<b>2. VALUTAZIONE DEL PAZIENTE</b> .....	<b>19</b>
VISITA PRE-ANESTESIOLOGICA .....	19
<i>Segnalamento</i> .....	19
<i>Anamnesi</i> .....	21
<i>Contenimento</i> .....	22
<i>Esame clinico</i> .....	24
<i>Esami collaterali di laboratorio</i> .....	28
CLASSIFICAZIONE ASA.....	30
<b>3. PREANESTESIA</b> .....	<b>32</b>
AGENTI TRANQUILLANTI.....	33
<i>Benzodiazepine</i> .....	33
<i>Fenotiazine</i> .....	34
AGENTI SEDATIVI .....	34
<i>α2-agonisti</i> .....	34
OPPIOIDI .....	36
PROTOCOLLI SEDATIVI-ANESTESIOLOGICI E ASSOCIAZIONI FARMACOLOGICHE .....	37
<i>Ketamina</i> .....	38
<i>Alfaxalone</i> .....	38
<i>α2-agonisti – ketamina</i> .....	39
<i>α2-agonisti – ketamina – oppioide</i> .....	39
<i>benzodiazepine – ketamina / acepromazina – ketamina</i> .....	39
<i>medetomidina – ketamina</i> .....	40
<i>dexmedetomidina – midazolam – butorfanolo</i> .....	40
<i>midazolam – butorfanolo</i> .....	40

<i>midazolam –alfaxalone</i> .....	40
<i>dexmedetomidina –alfaxalone –butorfanolo</i> .....	40
ACCESSO VASCOLARE E VIE DI SOMMINISTRAZIONE .....	42
<b>4. INDUZIONE E MANTENIMENTO DELL'ANESTESIA GENERALE .....</b>	<b>43</b>
INDUZIONE .....	43
<i>Induzione con anestetici inalatori</i> .....	43
<i>Induzione con agenti iniettabili</i> .....	44
TECNICHE DI INTUBAZIONE .....	45
<i>Metodo "alla cieca"</i> .....	46
<i>Intubazione tramite endoscopio</i> .....	46
<i>Intubazione tramite laringoscopia</i> .....	47
<i>Intubazione endotracheale a guida capnografica</i> .....	48
<i>Intubazione nasale</i> .....	48
DISPOSITIVI ALTERNATIVI: LE MASCHERE LARINGEE (O V-GEL).....	49
CIRCUITI RESPIRATORI.....	51
VENTILAZIONE A PRESSIONE POSITIVA INTERMITTENTE.....	52
MANTENIMENTO DEL PIANO ANESTESIOLOGICO .....	53
IL RISVEGLIO .....	54
ANESTESIA LOCO-REGIONALE .....	55
<i>Anestesia epidurale e spinale</i> .....	56
<i>Blocchi nervosi in chirurgia odontostomatologica</i> .....	57
<b>5. MONITORAGGIO DEL PAZIENTE, TERAPIA DEL DOLORE E CURE POSTOPERATORIE .....</b>	<b>59</b>
MONITORAGGIO INTRAOPERATORIO .....	59
<i>Monitoraggio clinico</i> .....	59
<i>Monitoraggio strumentale</i> .....	60
Pulsossimetro .....	60
Capnografia.....	61
Elettrocardiografia.....	62
Pressione sanguigna .....	63
Misurazione diretta.....	63
Misurazione indiretta .....	64
Temperatura corporea .....	64
POSSIBILI COMPLICAZIONI DURANTE L'ANESTESIA .....	65
<i>Ipotermia</i> .....	65
<i>Arresto cardiopolmonare</i> .....	65
Arresto respiratorio.....	66
Arresto cardiaco.....	66
CURE POST-OPERATORIE.....	67

<i>Analgesia</i> .....	67
<i>Ripresa dello stato di salute nell'animale</i> .....	68
<i>Fluidoterapia</i> .....	71
<b>CONCLUSIONI</b> .....	<b>73</b>
<b>BIBLIOGRAFIA</b> .....	<b>75</b>

## ABSTRACT

The use of analgesic and anesthesiological drugs in the rabbit (*Oryctolagus cuniculus*) during the pre-, intra-, and postoperative phases present difficulties due to the limited number of studies in the scientific literature. However, the popularity of this species as a companion animal makes it increasingly necessary to have veterinary clinicians specialized in exotic animals who can perform proper anesthesiological, analgesic, and surgical management of this patient, which must be adapted to its specific characteristics. Therefore, this work aims to provide a general overview of what can be consulted regarding anesthesia and analgesia in the rabbit, emphasizing the importance of stress and pain management in the animal, which play a key role in the success of the surgery. First, it will be treated the main anatomical and physiological aspects that make this species difficult to manage, such as the complex digestive physiology and the anatomical limitations of the respiratory system (e.g., the very caudal glottis in the rabbit). Next, the management of the patient before the anesthesiological procedure will be discussed by illustrating the techniques of patient assessment and proper restraint to arrive at the estimation of the patient's anesthesiological level of risk. The drugs used for sedation for induction and maintenance of anesthesia are then explained, focusing on the safest drug combinations for the rabbit. Finally, intraoperative monitoring techniques, emergency procedures, and postoperative patient management are presented.

# INTRODUZIONE

I conigli sono tra gli animali addomesticati più tardivamente, sebbene la loro presenza in Europa sia stata dimostrata già a partire dal mesolitico (10.000–8000 a.C. ca.) nella penisola Iberica e nel sud-ovest della Francia, le prime testimonianze del contatto con questa specie risalgono al *Res rusticae* un trattato di agronomia scritto nel 37 a.C. da Marco Terenzio Varrone. La sua diffusione nel resto d'Europa sembra essere però iniziata soltanto nel Medioevo poiché considerati come un alimento pregiato dalla nobiltà; la ricostruzione dell'effettiva diffusione dell'allevamento risulta però molto difficile perché non è possibile rilevare alterazioni dal punto di vista scheletrico tra i conigli allevati e quelli selvatici fino al 1700. È infatti durante il 18° secolo – soprattutto in Inghilterra – che inizia l'allevamento del coniglio non solo come animale da allevamento ma anche come animale da compagnia portando all'inizio della selezione delle razze che conosciamo oggi. Nonostante in Italia il consumo della carne di coniglio sia ancora ampiamente diffuso, si è visto un aumento esponenziale a partire dagli anni 2000 degli esemplari detenuti come pet diventando il terzo animale da compagnia, in particolare in seguito al periodo della pandemia di COVID-19 si stima che abbiano raggiunto quasi i due milioni di esemplari in Italia.

Alla luce di questo, si può immaginare come la diffusione di questa specie come animale da compagnia renda sempre più necessaria la presenza di medici veterinari specializzati in animali esotici affinché la gestione anestesiológica, analgesica e chirurgica di questo paziente venga adeguata alle sue caratteristiche specifiche, sia anatomiche che comportamentali, è infatti doveroso ricordare che, a differenza di cane e gatto, si tratta di un animale preda.

L'impiego di farmaci analgesici e anestesiológicos nel coniglio (*Oryctolagus cuniculus*) durante la fase pre-, intra- e post- operatoria presenta delle difficoltà a causa della scarsità di studi presenti nella letteratura scientifica. Pertanto, questo lavoro di tesi ha lo scopo di fornire una panoramica generale su quanto è possibile consultare riguardo l'anestesia e l'analgesia del coniglio, sottolineando l'importanza della gestione di stress e dolore in questo animale, che giocano un ruolo fondamentale per la buona riuscita dell'intervento.

# 1. ANATOMIA E FISILOGIA DEL CONIGLIO (*ORYCTOLAGUS CUNICULUS*)

Cenni di anatomia e fisiologia utili ai fini dell'anestesia del coniglio.

I dieci generi che costituiscono la famiglia dei leporidi includono diverse specie di lagomorfi, tra le quali *Oryctolagus cuniculus*, che origina dal coniglio selvatico europeo del quale costituisce la variante domestica. Essendo preda naturale per un gran numero di carnivori, il coniglio si è evoluto per essere veloce non solo nei movimenti ma anche nelle sue funzioni organiche: in particolare il sistema digestivo è altamente efficiente e gli permette di ridurre al minimo il tempo trascorso sul terreno in cerca di alimenti naturali (erbe, foglie secche, radici e cortecce), limitando in questo modo il rischio proveniente da predatori sia aerei che terrestri. Come rivela infatti l'etimologia dello stesso nome, il *cuniculus*, letteralmente "buca sotterranea", passa gran parte del suo tempo nelle tane scavate nel sottosuolo, presso le quali non è tuttavia esente dal pericolo predatorio derivante da carnivori mustelidi come ermellini, donnole, faine e furetti che si intrufolano nelle strette gallerie alla ricerca di giovani esemplari.

Tutti i conigli domestici appartengono quindi alla specie *Oryctolagus cuniculus*, della quale esistono diverse razze create a partire o da mutazioni, o da combinazioni di caratteri esistenti di due o più razze, o infine dall'allevamento selettivo condotto sulla base di particolari caratteristiche per favorire una discendenza significativamente diversa dal gruppo originale.<sup>1</sup> Le razze attualmente riconosciute dal *British Rabbit Council*, presenti quindi nel Regno Unito, sono 81, un numero che aumenterebbe considerando anche quelle provenienti da allevamento selettivo e mutazioni (<http://thebrc.org>). A prescindere dalla razza, l'aspettativa di vita del coniglio domestico è valutata mediamente in 5–10 anni, mentre la variante selvatica non sopravvive generalmente oltre il primo anno; i criteri utili per stabilire l'età di un coniglio passati i 6-8 mesi – periodo dopo il quale *oryctolagus cuniculus* raggiunge la piena maturazione fisica – sono essenzialmente due:

1. orecchie più robuste passati i 2–3 anni rispetto alla morbidezza riscontrabile negli esemplari più giovani;
2. artigli proiettati oltre la pelliccia negli esemplari maturi.

---

<sup>1</sup> Un'ulteriore distinzione viene poi fatta a livello di varietà, vale a dire differenti colorazioni della pelle e del manto pilifero riconosciute all'interno della medesima razza.

Tuttavia, questi criteri permettono la semplice differenziazione del coniglio giovane da quello maturo, senza costituire degli affidabili parametri per stabilirne l'età effettiva.

L'abitudine di tenere conigli da compagnia, sviluppatasi a partire dall'età vittoriana (1837–1901), ne ha accresciuto enormemente la popolarità portandolo ad essere il terzo mammifero da compagnia in molti paesi europei (Meredith e Lord, 2018). Il crescente aumento di conigli da compagnia in molti paesi europei ha reso necessaria una sempre maggiore specificità nella trattazione clinica di questi animali, specificità che tenga in debito conto le caratteristiche anatomiche e fisiologiche dell'animale. Questo riguarda soprattutto la pratica anestesiológica in fase operatoria, motivo per cui nei seguenti paragrafi preliminari saranno trattati in maniera selezionata i principali apparati di *Oryctolagus cuniculus* in modo da avere poi un quadro completo quando saranno trattate nello specifico le tecniche anestesiológicas del coniglio.

## PARAMETRI FISIOLÓGICI DEL CONIGLIO

Nella seguente tabella (tabella 2.1) sono elencati valori fisiologici dei principali parametri del coniglio:

Aspettativa di vita	6 - 13 anni
Maturità sessuale	5 mesi (fino a 8 mesi nelle razze di taglia maggiore)
Temperatura ambientale ottimale	15-20° C
Temperatura rettale	38,5-40° C
Frequenza cardiaca	130-325 bpm
Frequenza respiratoria	32-60 rpm
Pressione arteriosa sistolica	90-130 mmHg
Pressione arteriosa diastolica	80-90 mmHg
Volume ematico	55-65 ml/kg
Volume tidale	4-6 ml/kg
pH ematico	7,2 – 7,5
pH urinario	7,6 – 8,8
Produzione urinaria	130 ml/kg die
Peso specifico delle urine	1003 - 1036
Apporto giornaliero di acqua	50-100 ml/kg
Velocità di transito gastro-intestinale	4-5 h

Tabella 2.1 parametri fisiologici del coniglio (Varga, 2013)

La temperatura corporea normale è di 38,5-39,5° C (Manning et al., 1994). I conigli sono estremamente sensibili al calore e dovrebbero essere alloggiati a una temperatura compresa tra 15 e 21° C. Le orecchie rappresentano uno dei principali mezzi di termoregolazione: infatti, grazie alle loro dimensioni (12% del p.v.) e alla vascolarizzazione caratterizzata da shunt arterovenosi (Avanzi, 2013), il raffreddamento o riscaldamento delle orecchie si ripercuote sulla temperatura corporea (O'Malley, 2005). I conigli non sono in grado di ansimare in modo efficiente e la cute è priva di ghiandole sudoripare che permettono la dispersione del calore; quindi, l'unico meccanismo attuabile quando la temperatura corporea raggiunge valori elevati è quello di cercare superfici fresche sulle quali assumere una postura allungata in modo da aumentare l'area di contatto. Le alte temperature inibiscono inoltre la sete e l'appetito nell'animale, accelerando la disidratazione e portando a colpi di calore che in molti casi possono avere anche esiti fatali. A basse temperature, invece, i conigli adulti – che non possiedono grasso bruno - conservano il calore corporeo convogliando il sangue caldo dalle orecchie al corpo, rabbrivendo e adottando una postura ingobbata e rannicchiata per diminuire la superficie collettiva a contatto con possibili fonti di freddo (Cheeke, 1987).

## SISTEMA CARDIOVASCOLARE

Il cuore nel coniglio costituisce circa lo 0,2% del peso corporeo dell'animale e, sebbene risulti essere proporzionalmente più piccolo in confronto a quello di cane, gatto e di altri lagomorfi come *Lepus spp.* e *Sylvilagus spp.*, è più grande in rapporto alle dimensioni delle rispettive casse toraciche. Posizionato nella porzione craniale della cavità toracica tra la terza e la sesta costola, è circondato dai lobi polmonari che lo delimitano in una specifica area del mediastino detta "fossa cardiaca". Nello specifico, il lobo polmonare craniale destro può interporsi tra il cuore e lo sterno in modo da proteggere il cuore dagli stimoli meccanici, sebbene questa caratteristica sia più comune nelle specie di lagomorfi selvatiche dal momento che nel coniglio domestico non viene quasi mai riscontrata (Pariat, 2009). L'atrio destro riceve il sangue non ossigenato dalle vene cave craniale e caudale, ma la particolarità del coniglio è quella di presentare la vena cava craniale sinistra che termina in un seno coronarico in cui drenano anche le vene cardiache; un'ulteriore peculiarità dell'atrio destro del coniglio si riscontra nella valvola tricuspide, che in questa specie è composta da sole due cuspidi. Infine, l'arteria polmonare è più spessa e muscolosa che in altre specie.

La frequenza cardiaca fisiologica del coniglio varia dai 130 ai 325 battiti/min (Bufalari e Lachin, 2012); all'auscultazione la frequenza cardiaca è mediamente più elevata a causa dell'aumento del tono simpatico dovuto allo stress, fattore che può compromettere l'esito dell'auscultazione impedendo anche il rilievo di eventuali soffi cardiaci. Il volume ematico circolante è circa il 6-8% del peso corporeo e pertanto il volume massimo prelevabile durante un prelievo di sangue è di circa 6-8 ml/kg (Avanzi, 2013). In *Oryctolagus cuniculus* i vasi sanguigni sono fragili ed è molto frequente lo sviluppo di ematomi; inoltre, il sangue del coniglio coagula rapidamente a temperatura ambiente e pertanto è consigliabile utilizzare sia ago che siringa eparinizzati, aspirando l'anticoagulante nell'ago e nella siringa per poi iniettarlo nuovamente nel flacone (Ott Joslin, 2009).

Per quanto riguarda le malattie cardiovascolari acquisite, la predisposizione del coniglio non è nota ma la loro incidenza aumenta con l'età al pari di altre specie. Alcune patologie come l'ipertensione, secondaria a malattie renali, all'obesità e all'ipercolesterolemia dovuta a una dieta scorretta, possono aumentare l'incidenza delle malattie cardiache (Pariat, 2009).

### SITI DI VENOPUNTURA

I principali siti di venopuntura sono la vena safena laterale, la vena giugulare, la vena cefalica e la vena marginale auricolare, mentre l'arteria più accessibile è l'arteria auricolare media. Nella figura 2.1 è possibile osservare i principali siti di venopuntura e di inserimento del catetere intraosseo, quest'ultimo utilizzato durante la fluidoterapia in pazienti di piccole dimensioni o quando la via intravenosa non è disponibile.

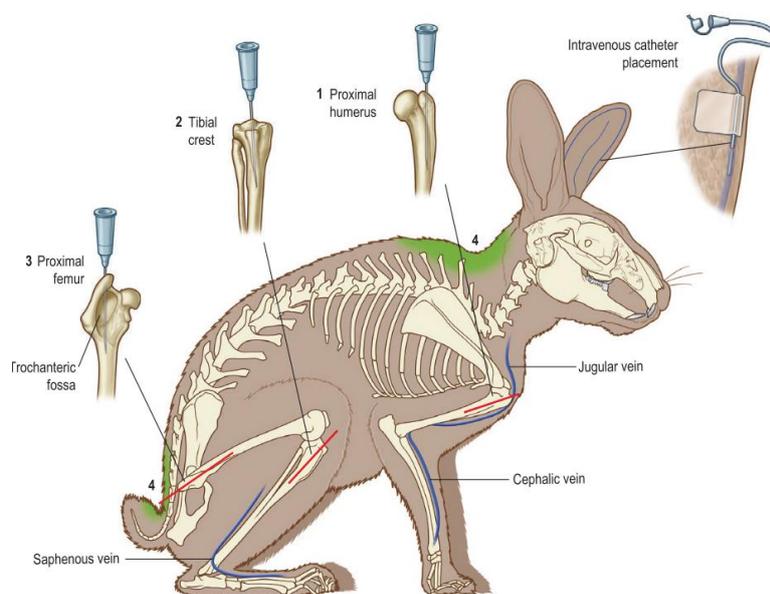


Figura 2.1 – Siti di venopuntura (Varga, 2013)

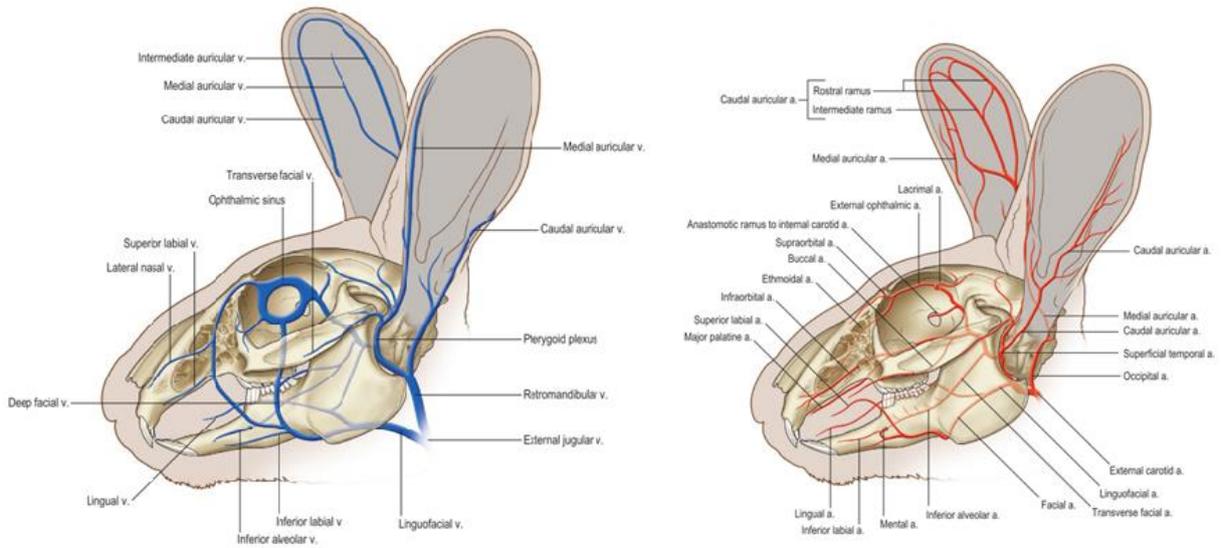


Figura 2.2 – Arterie e vene della testa (Varga, 2013)

## APPARATO RESPIRATORIO

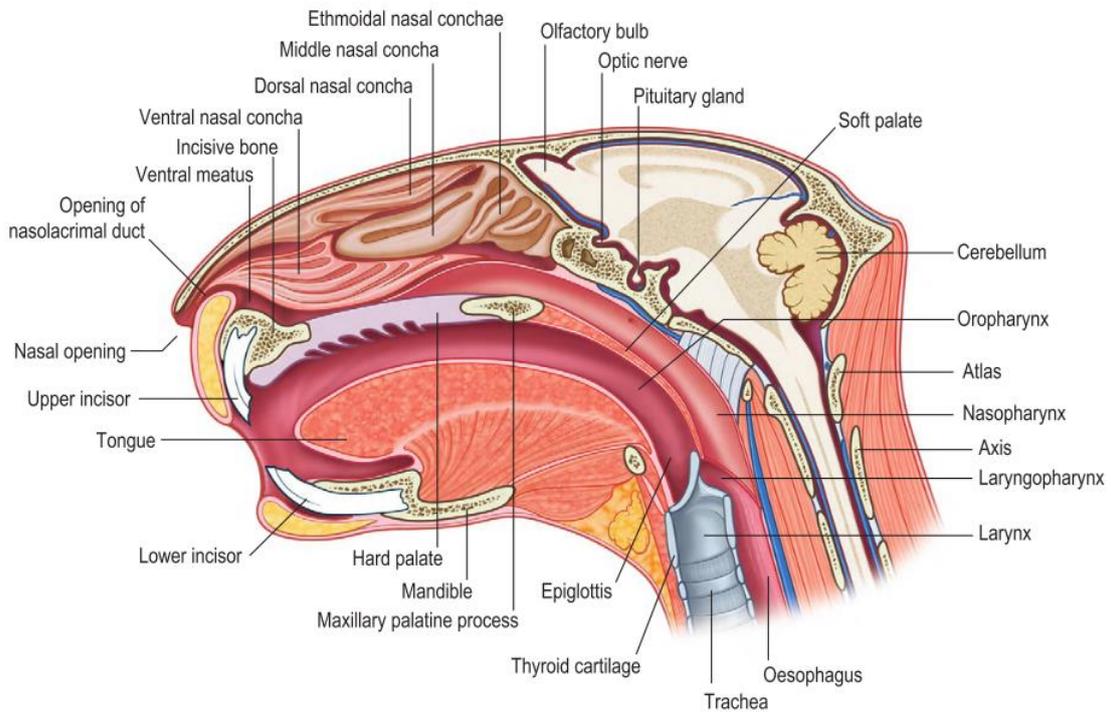


Figura 2.3 – sezione trasversale del cranio (Varga, 2013)

## Tratto respiratorio superiore

All'ingresso di ciascuna narice sono presenti cuscinetti sensoriali e su ogni lato del labbro superiore sono presenti da 20 a 25 vibrisse tattili che rendono quest'area del tartufo molto sensibile al contatto. La narice si contrae a una velocità compresa tra 20 e 120 contrazioni al minuto in base allo stato di eccitazione dell'animale e rimane immobile quando il coniglio è completamente rilassato o anestetizzato. Nelle ossa dei turbinati si trovano l'organo vomero-nasale e l'epitelio olfattivo, i quali conferiscono al coniglio un acuto senso dell'olfatto (Meredith and Lord, 2014).

Nel coniglio l'epiglottide (figura 2.4) è posizionata più caudalmente in confronto ad altri mammiferi; questo, sommato all'anatomia di naso-faringe che è direttamente collegato alla laringe<sup>2</sup> (Jekl, 2021), li rende respiratori nasali obbligati. Queste caratteristiche rendono difficoltosa l'intubazione, difficoltà ulteriormente aggravata dalle dimensioni ridotte della glottide che spesso viene coperta dalla lunga lingua (Meredith e Lord, 2014).

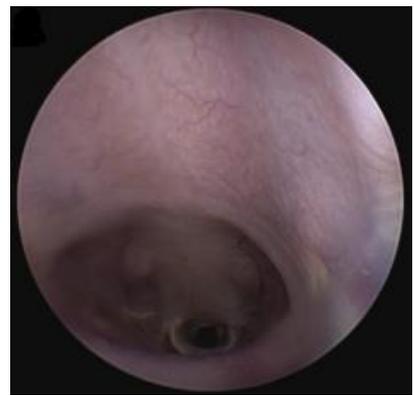


Figura 2.4 immagine endoscopica della glottide in un coniglio sano (Jekl, 2021)

Nel coniglio le malattie del tratto respiratorio superiore sono comuni; l'occlusione delle cavità nasali provoca un aumento dello sforzo respiratorio e può essere accompagnata da vari rantoli, squittii e fischi (alcune razze brachicefaliche emettono sempre questo tipo di rumore). Una malattia avanzata delle vie aeree superiori può indurre l'animale a tentare di respirare attraverso la bocca, limitando l'ingestione di acqua e alimento portandolo, quindi, a debilitarsi molto velocemente. Per questi motivi, occorre prestare particolare attenzione alla manipolazione del muso durante qualsiasi procedura poiché la chiusura involontaria delle vie nasali potrebbe causare un'insufficienza respiratoria.

## Tratto respiratorio inferiore

Forse a causa dell'addomesticamento, i polmoni del coniglio sono relativamente più piccoli di quelli preventivabili per le sue dimensioni e il volume tidalico è di soli 4-6 mL/kg rispetto ai 10-15 mL/kg

---

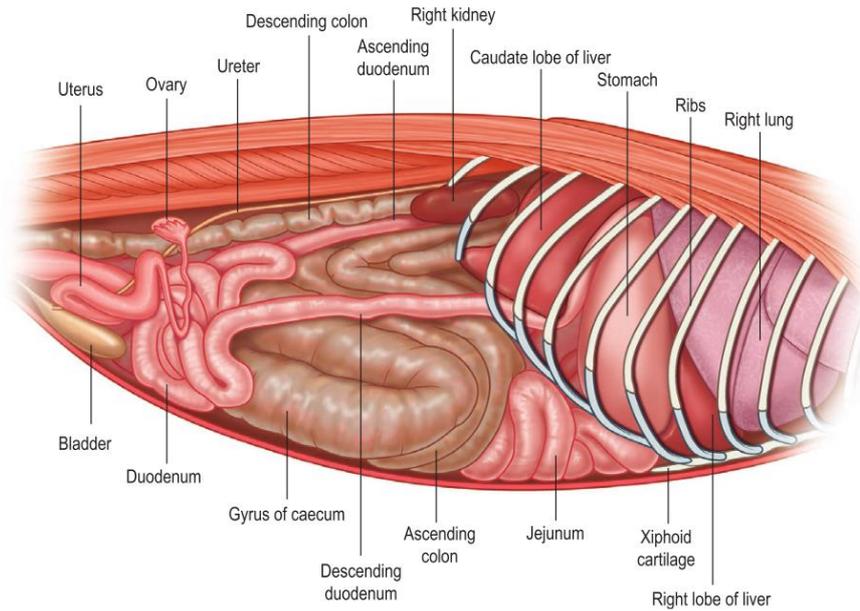
<sup>2</sup> Nella normale posizione anatomica del collo, l'epiglottide si incastra sul bordo caudale del palato molle separando la faringe orale dalle vie aeree inferiori (Jekl, 2021).

di cani e gatti. I polmoni sono suddivisi in un lobo polmonare craniale, medio e caudale sul lato destro, un lobo polmonare craniale e caudale sul lato sinistro e un lobo accessorio tra il cuore e il diaframma; il lobo craniale sinistro è molto più piccolo del destro a causa della presenza del cuore e del timo (che persiste nell'adulto) (O'Malley, 2005).

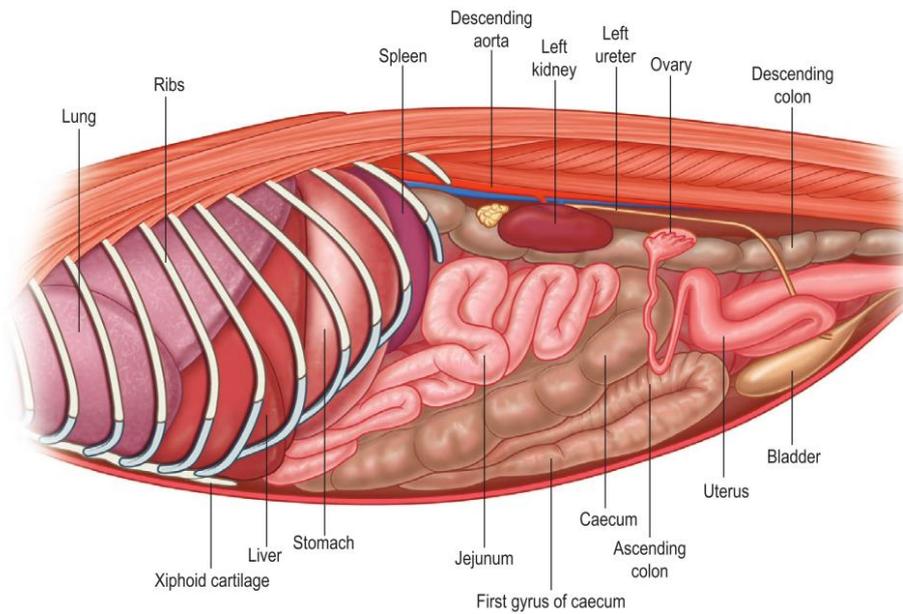
Le pleure sono molto sottili e, a differenza di altri mammiferi domestici, non ci sono setti che dividono il polmone in lobuli; di conseguenza, in caso di polmonite spesso l'infezione non è localizzata come in altre specie, ma colpisce i polmoni in modo più diffuso (O'Malley, 2005).

A riposo la respirazione avviene principalmente attraverso le contrazioni del diaframma senza utilizzare i muscoli intercostali; in condizioni fisiologiche la frequenza respiratoria è di 30-60 atti respiratori al minuto e può aumentare significativamente con lo stress o in caso di ipertermia, malattie respiratorie, dolore o acidosi metabolica (Varga, 2013). A volte alcuni conigli sembrano avere una frequenza respiratoria molto rapida senza che vi sia una malattia significativa, questa circostanza è nota come "respirazione paradossale" ed è legata alla riduzione del tono vagale che provoca un aumento dell'attività diaframmatica e quindi respiri più ampi che possono essere confusi con dispnea (Whipp, 1987). Alla visita clinica, la dispnea si manifesta con cianosi, respirazione con la bocca, depressione e può essere accompagnata da un rumore respiratorio udibile; la differenziazione tra malattia delle vie aeree superiori e inferiori può essere fatta attraverso l'osservazione, l'auscultazione e l'esame del naso. Durante l'auscultazione toracica dei conigli affetti da malattie delle basse vie respiratorie si possono sentire suoni polmonari anormali, assenti o ovattati. La malattia polmonare cronica non può essere esclusa con la sola auscultazione del torace ma l'uso di uno stetoscopio pediatrico di piccole dimensioni consente un esame più preciso.

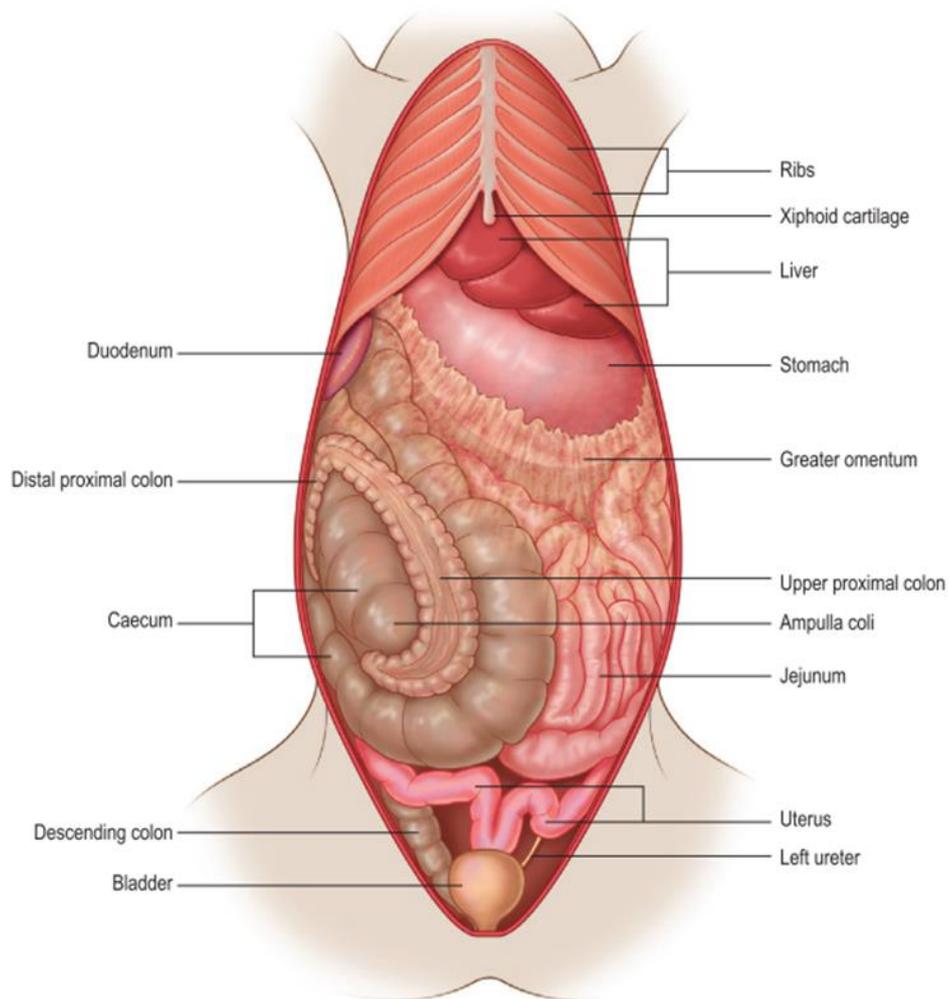
# APPARATO GASTRO-ENTERICO



*Figura 2.3 –vista topografica dell'addome, vista laterale destra (Varga, 2013)*



*Figura 2.4 –vista topografica dell'addome, vista laterale sinistra (Varga, 2013)*



*Figura 2.4 – vista topografica dell'addome, vista dorso-ventrale (Varga, 2013)*

Il coniglio è un erbivoro monogastrico, non ruminante, fermentatore dell'intestino posteriore. A differenza dei ruminanti, i conigli utilizzano la masticazione e la cecotrofia per ottenere un'elevata conversione alimentare: riescono, infatti, a convertire fino all'80% delle proteine vegetali (O'Malley, 2005). Durante il pasto selezionano la parte più nutriente della pianta privilegiando le piante giovani rispetto a quelle mature e fibrose; l'ingestione di fibre grossolane avviene solo per stimolare la motilità intestinale e, a differenza dei cavalli (che trasportano fibre fino a tre giorni), le

espellono rapidamente evitando così di trasportarne grandi quantità: in questo modo riescono a sostenere l'elevato tasso metabolico mantenendo il peso corporeo ridotto<sup>3</sup> (Cheeke, 1994).

L'apertura della bocca è piccola e destinata alla masticazione. La lingua presenta una parte rostrale mobile e una porzione più caudale detta "torus" che è invece ancorata al cavo orale, in particolare questa porzione risulta essere molto voluminosa e in genere copre l'epiglottide rendendo più difficoltosa l'intubazione. Come tutti i lagomorfi, i conigli hanno tre paia di incisivi: due superiori e uno inferiore (Crossley, 2003), i secondi incisivi superiori sono rudimentali e si trovano appena dietro gli incisivi superiori; i premolari e i molari sono detti denti delle guance e vengono considerati come un'unica unità; tra incisivi e premolari è presente un'area priva di denti chiamata diastema (data dall'assenza dei canini). I denti del coniglio sono sviluppati per una dieta erbivora ad alto contenuto di fibre e sono tutti ipsodonti aradicolati, continuano quindi a crescere per tutta la vita dell'animale con una velocità di 10-12 cm l'anno (Avanzi, 2013). Durante la masticazione tutti i denti agiscono simultaneamente: questo permette il corretto consumo della corona clinica<sup>4</sup>; durante la visita clinica è importante prestare attenzione allo stato dei denti (in particolare a lunghezza e forma) perché alterazioni a livello del cavo orale si ripercuotono sulla quantità di cibo ingerito, sulla digestione e di conseguenza sullo stato di salute dell'animale (Crossley, 2003).

Lo stomaco è ghiandolare e presenta una parete sottile e poco elastica, in condizioni normali è sempre repleto di alimento e cecotrofo, e il suo pH passa da 1,5 a 3 durante la digestione del cecotrofo. Lo sfintere cardiaco è molto sviluppato: per questo motivo il coniglio è incapace di vomitare e di conseguenza non è necessario il digiuno prima di sottoporre l'animale a un'anestesia (Buffalari et al., 2012). Il piccolo intestino è poco sviluppato e costituisce solo il 12% dell'apparato gastro-enterico; il lume di duodeno, digiuno e ileo è ridotto e l'ileo termina in un'appendice tondeggiante detta sacculus rotundus dove il lume si restringe ulteriormente costituendo un possibile punto di ostruzione. La maggior parte del grosso intestino è costituita dal cieco che nel coniglio è più grande che in altri animali in rapporto alle dimensioni, ha una capacità dieci volte superiore a quella dello stomaco e contiene il 40% del contenuto intestinale (Manning et al., 1994). Nel cieco la flora microbica scompone la cellulosa e le proteine in acidi grassi volatili (VFA) che vengono poi assorbiti direttamente nel flusso sanguigno attraverso l'epitelio cecale. Il suo

---

<sup>3</sup> L'aumento del peso si ripercuote sull'agilità dell'animale, essendo una specie preda

<sup>4</sup> I denti del coniglio non presentano una distinzione precisa tra radice e corona, si differenzia più che altro la parte infissa detta corona di riserva da quella libera o corona clinica.

contenuto è semi-fluido e ha un pH alcalino al mattino e acido a metà pomeriggio; le variazioni di pH causano il cambiamento nel tipo di microrganismi presenti (Brewer e Cruise, 1994). La cecotrofia è essenziale per la salute del coniglio e la sua mancanza porta a un livello inferiore di nutrienti e a una ridotta disponibilità di proteine e vitamine B e K; nei piccoli inizia tra le 2 e le 3 settimane di età quando cominciano a mangiare alimenti solidi. Le cecotrofie (o feci notturne) si formano nel colon prossimale e nel cieco mentre le fibre di dimensioni > 0,5 mm non entrano nel cieco, ma vengono espulse rapidamente, e le particelle di fibra più piccole unitamente al fluido rimangono nel cieco per formare pellet ad alto contenuto nutritivo che viene poi reingerito (Manning et al., 1994)<sup>5</sup>. I conigli selvatici producono i cecotrofi durante il giorno quando si riparano nella loro tana mentre i conigli domestici tendono a produrre pellet duri 4 ore dopo l'alimentazione e cecotrofi dopo 8 ore, prevalentemente di notte.

## APPARATO URINARIO

In *Oryctolagus Cuniculus* i reni sono unipapillati e situati dorsalmente a livello toraco-lombare. Costituiscono la via principale di escrezione del calcio e a differenza degli altri mammiferi la frazione di escrezione può raggiungere il 60% (in cane e gatto si aggira attorno al 2%); di conseguenza, le urine di questi animali presentano fisiologicamente alte concentrazioni di cristalli di calcio e un aspetto torbido: queste alte concentrazioni di calcio unite al pH alcalino predispongono l'animale alla formazione di calcoli. È inoltre normale riscontrare colorazioni delle urine anomale per la presenza di pigmenti vegetali quali la porfirina o endogeni come i pigmenti biliari (Meredith e Lord, 2014).<sup>6</sup> Nei soggetti non obesi i reni sono rilevabili alla palpazione tenendo in considerazione che il rene di sinistra si trova in posizione più craniale rispetto al destro.

La capacità dei reni di concentrare l'urina è ridotta, di conseguenza il volume di urina prodotta può arrivare a 350 ml/kg al giorno ma varia notevolmente a seconda della quantità di liquidi assunti, con una media di circa 130 ml/kg (Manning et al., 1994).

La vescica è molto distendibile, quando repleta può arrivare fino a livello della regione ombelicale ed essere quindi facilmente esaminata; di conseguenza, occorre prestare particolare attenzione

---

<sup>5</sup> A livello del colon viene rivestito di muco per resistere alla digestione gastrica.

<sup>6</sup> Oltre al calcio possono essere presenti tracce occasionali di proteine e glucosio. I cristalli (carbonato di calcio) sono presenti in grandi quantità, ma le cellule epiteliali e i batteri sono generalmente assenti.

alla manipolazione di questa regione perché le pareti della vescica sono molto sottili e possono lesionarsi facilmente (Longley, 2008).

### Surrenali

Le ghiandole surrenali sono situate craniomedialmente ai reni e si trovano adese alla parete dorsale del corpo. Lo stress provoca una stimolazione adrenergica che comporta rilascio di catecolamine e corticosteroidi che agiscono su diversi apparati (Longley, 2008). L'azione delle catecolamine a livello cardiaco provoca aumento della frequenza cardiaca fino anche a provocare l'arresto cardiaco. Uno studio condotto su conigli da laboratorio ha rilevato lo sviluppo di cardiomiopatie in conseguenza a stress cronico (Weber e Van der Walt, 1975). A livello renale, le catecolamine provocano invece ipoperfusione e conseguente riduzione della funzionalità.

La cecotrofia è sotto il controllo delle surrenali, motivo per cui lo stress può portare a gravi problemi digestivi. Quando questo si verifica, si ha contemporaneamente una riduzione della quantità di cibo ingerito fino all'anoressia e un aumento dell'acidità gastrica predisponendo l'animale allo sviluppo di ulcere gastriche (O'Malley, 2005; Harcourt-Brown, 2002).<sup>7</sup> Nei conigli la lipolisi, indotta dall'ipoglicemia in caso di digiuno, può tradursi molto velocemente in una grave lipidosi epatica, spesso letale.

Per un animale preda come il coniglio sono eventi stressanti anche il viaggio in macchina, la presenza di animali predatori in sala d'aspetto, eventuali rumori improvvisi o fonti di luce molto luminose; tutto questo, sommato alla necessità di maneggiare l'animale per effettuare la visita, complica la gestione di questi animali durante tutto il periodo di ricovero.

---

<sup>7</sup> In uno studio post-mortem su conigli che avevano sofferto di anoressia ante-mortem sono state riscontrate ulcere gastriche che peggiorano il quadro della patologia gastroenterica e quindi la prognosi

## 2. VALUTAZIONE DEL PAZIENTE

### VISITA PRE-ANESTESIOLOGICA

Prima di procedere alla scelta del protocollo anestesiologicalo adatto al soggetto è necessaria un'attenta visita pre-anestesiologicala atta a verificare lo stato di salute dell'animale. Questa non si deve basare esclusivamente sull'esame obiettivo generale ma è importante fare il segnalamento, che consiste nell'identificazione di razza, sesso, età, peso e segni particolari riferiti al soggetto considerato; una volta stabiliti questi parametri si procede alla raccolta dell'anamnesi, consistente non solo nell'individuazione delle particolari patologie pregresse, ma anche e soprattutto della gestione dell'animale da parte del proprietario (alimentazione, stabulazione, accesso all'ambiente esterno, convivenza con altri esemplari), molto utili a capire il modo ottimale di maneggiare l'animale.

#### Segnalamento

L'utilità di identificare la razza di *Oryctolagus cuniculus*, già segnalata nel capitolo precedente, è qui fondamentale per indirizzarsi verso alcune patologie che le colpiscono in maniera specifica (o per caratteristiche di razza, o per predisposizione genetica) (Varga, 2013). A questo proposito è utile la seguente tabella (tabella 3.1) riepilogativa:

<b>RAZZE</b>	<b>PATOLOGIE</b>
razze nane	malocclusione dentale
razze giganti	cardiomiopatia
razze a pelo lungo	miasi dovuta a nodi del pelo
english e french lop	piodermite (giogaia e perineo); entropion
ariete ed english lop	otite
rex	pododermatite (a causa della sottigliezza del manto pilifero)
nano olandese	Ostruzione del dotto naso-lacrimale

Tabella 3.1 – predisposizioni di razza

Oltre a identificare la razza è necessario stabilire l'età del coniglio, quest'ultima facilmente rilevabile dal libretto sanitario; ciò permette di indirizzarsi verso patologie più comuni a seconda che l'esemplare sia adulto o giovane, come per esempio colibacillosi, coccidiosi, infezioni respiratorie (esemplari giovani), oppure malattia dentale acquisita, neoplasie, problemi muscolo-scheletrici (esemplari adulti). Successivamente si procede con il sessaggio dell'animale, che nel caso di *Oryctolagus cuniculus*, indipendentemente dalla razza, va effettuato nel seguente modo: con una mano sollevare gli arti anteriori del coniglio appoggiandone il dorso al petto per tenerlo stabile; con l'altra sollevare il treno posteriore esercitando una pressione sul ventre in modo da estroflettere i genitali. Per differenziare i sessi, si deve osservare la forma dell'apertura genitale, che è rotondeggiante nel maschio (pene) e verticale nella femmina (vulva) (figura. 3.1, 3.2 e 3.3); nel maschio adulto i testicoli sono generalmente evidenti.



Figura 3.1 –genitali femminili (Meredith e Lord, 2013)



Figura 3.2 –genitali maschili (Meredith e Lord, 2013)

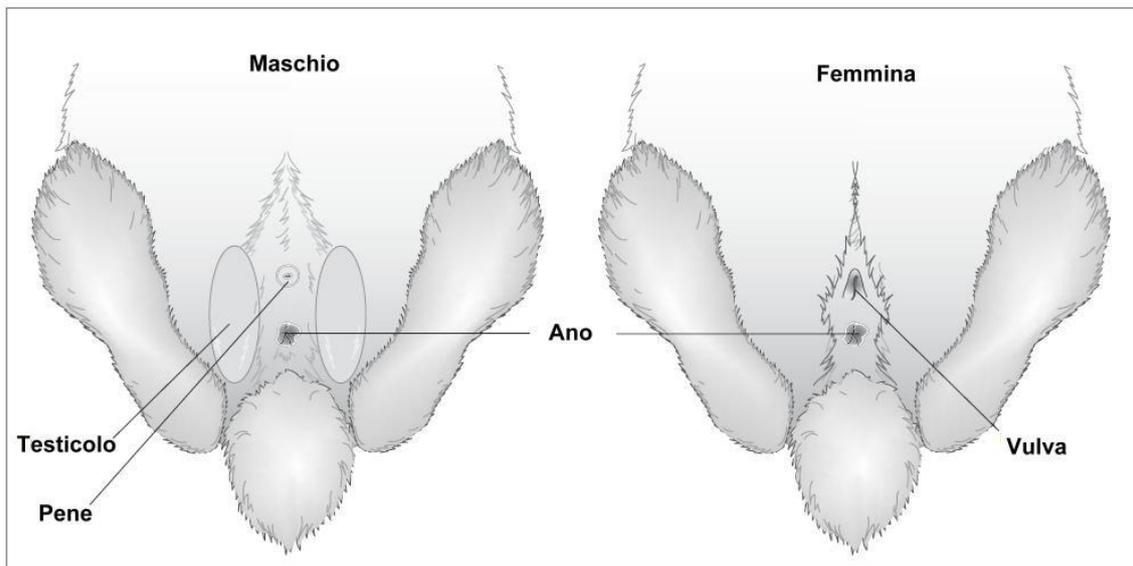


Figura 3.3 – comparazione tra genitali maschili e femminili (Meredith e Lord, 2013)

### Anamnesi

Nella gestione del coniglio da compagnia, il ruolo del proprietario è fondamentale poiché molte delle patologie che insorgono in questa specie sono legate a problemi manageriali. Quando si procede all'anamnesi è molto importante porre correttamente i quesiti ai proprietari in modo tale da non influenzare la loro risposta. Uno scheletro di anamnesi utile all'indagine clinica deve includere i seguenti punti:

- dieta: composizione; recenti variazioni;
- comportamento alimentare: alterazione dell'appetito; predilezione per alcuni alimenti; cambiamento in abitudini/preferenze alimentari;
- feci e urina: frequenza e quantità; variazione di aspetto/odore/colorazione; presenza di muco nelle feci;
- acqua: modalità di assunzione (ciotola o beverino); quantità; recenti variazioni della sete;
- profilassi vaccinale e antiparassitaria;
- soggetto sterilizzato o intero;
- ambiente: dimensioni della gabbia; libero accesso alle aree interne e/o esterne della casa; possibili contatti con animali selvatici;

- convivenza: con altri conigli; tipologia di rapporto (dominante/sottomesso ecc.); stato di salute dei conviventi; rapporti quotidiani/episodici con altri animali.

Oltre a questi aspetti di carattere generale, per completare l'anamnesi è necessario procedere con l'analisi clinica, prestando particolare attenzione allo stato di salute dell'animale (eventuale comparsa di sintomi), a patologie pregresse, alla presenza di terapie in corso e a note reazioni avverse a determinati farmaci.

Una volta effettuata l'anamnesi, si procederà con la visita clinica, che inizierà dopo aver fatto entrare il coniglio nella sala visite e avendogli lasciato il tempo di ambientarsi. In questa fase è buona prassi, quando possibile, lasciare il coniglio nel trasportino sollevandone solo la parte superiore, un'attenzione che diminuirà lo stress nell'animale consentendo al veterinario di eseguire le manualità agevolmente.<sup>8</sup> Durante tutte le operazioni di contenimento va sempre prestata molta attenzione per evitare di occludere inavvertitamente le narici del soggetto e per impedire eventuali cadute dal tavolo visto la fragilità della sua struttura scheletrica, la quale porterebbe facilmente a delle fratture.

### Contenimento

Per agevolare il contenimento dell'animale, collocare sul tavolo da visita una superficie non liscia (p. es. un tappetino di gomma o un asciugamano), che eviterà scivolamenti in fase di manipolazione. Se l'animale è tranquillo e abituato ad essere maneggiato, basterà poggiare una mano sul dorso (fig. 3.4); nel caso in cui ci sia bisogno di un metodo di contenzione più deciso, basterà trattenere il torace tra le mani (fig. 3.5). In ogni caso è importante ricordare che l'ossatura del coniglio è relativamente fragile e i muscoli associati al treno posteriore sono invece molto potenti; pertanto, un contenimento inadeguato di un paziente agitato che scalcia può portare a lesioni spinali o paralisi.

---

<sup>8</sup> Se il coniglio è troppo agitato la visita andrà condotta sul pavimento della sala, avendo cura di porlo su una superficie non scivolosa (per esempio un asciugamano pulito e non utilizzato per altri animali).



Figura 3.4 – contenimento del coniglio (Avanzi, 2014)



Figura 3.5 – contenimento del coniglio (Avanzi, 2014)



Figura 3.6 – Presa a "C" (Avanzi, 2014)

Per eseguire invece l'esame della regione ventrale e del posteriore, la presa più indicata è quella a "C" in cui si posiziona una mano tra le zampe anteriori, l'altra a sostenere il treno posteriore e appoggiando il paziente contro il proprio torace (fig. 3.6). soprattutto con animali di taglia grande, è indicato eseguire questa manovra sopra il tavolo da visita per scongiurare pericolose cadute.

Per conigli particolarmente agitati è invece possibile utilizzare un asciugamano o una coperta per limitare al massimo il movimento di tutti e quattro gli arti (fig. 3.7); il coniglio deve essere posizionato sopra il panno che va ripiegato sulla schiena dell'animale prima da un lato e poi dall'altro, lasciando scoperta la testa. Questo metodo è particolarmente efficace per eseguire l'esame del cavo orale o per trasportare un coniglio spaventato.



Figura 3.7 – contenimento di un coniglio con un asciugamano (Avanzi, 2014)

## Esame clinico

Nel coniglio, la visita clinica preanestesiologica svolge un ruolo fondamentale. L'approccio scelto per l'esame clinico del coniglio deve permettere di ottenere una corretta valutazione del paziente e indirizzare a eventuali ulteriori test diagnostici e/o trattamenti tenendo però in considerazione quanto questi animali sono sensibili allo stress: la corretta esecuzione oltre a essere meglio tollerata dal paziente, permette anche di eseguire una valutazione attendibile. Nell'ottica di ridurre lo stress per il paziente, l'esame semeiologico nel coniglio non segue il classico schema degli 11 punti dell'esame obiettivo generale, ma una procedura clinica, riportata di seguito, pensata per eseguire per ultime le manovre meno tollerate.

La frequenza cardiaca normale può passare dai 154 ai 300 battiti al minuto con una media di 30–60 atti respiratori/min e a questi parametri vitali si aggiunge la temperatura media (38.5°–40° C), che andrà registrata assieme agli altri nella prima fase della visita dal momento che lo stress provocato dalla manipolazione altera questi parametri (Meredith e Lord, 2013).

L'esame fisico si suddivide in quattro sezioni:

1. testa (naso, bocca, occhi, orecchie, fauci);
2. corpo (condizione, linfonodi, torace, addome, tegumento, arti);
3. posteriore (genitali, piedi);
4. denti.

A partire dalla testa, l'area nasale deve essere palpata dalle narici ai punti del dotto nasolacrimale per rilevare eventuali tumefazioni, asimmetrie, scoli o croste;<sup>9</sup> successivamente, separando delicatamente le labbra superiori fino al filtro ed esaminando la superficie gengivale può essere valutato il colore della mucosa (rosa quando normale). La superficie corneale degli occhi deve essere liscia e regolare, l'aria perioculare asciutta e priva di croste o zone alopeciche, le palpebre prive di eritema e tumefazione, la congiuntiva non iperemica o edematosa, la sclera con una vascolarizzazione regolare; è inoltre necessaria un'attenta valutazione degli scoli oculari – al fine di rilevare eventuali malattie oculari o problemi dentali – e del bulbo oculare, la cui limitazione nella

---

<sup>9</sup> Se presenti, la natura di scoli e croste deve essere annotata (se unilaterale o bilaterale per le croste, sieroso o purulento per lo scolo) (Meredith e Lord, 2013).

depressione mediale unilaterale suggerisce un ascesso o una lesione retrobulbare (Meredith e Lord, 2013). Il padiglione auricolare deve risultare pulito e i canali auricolari controllati tramite otoscopio con particolare attenzione a entrambi i lati del trago e alla membrana timpanica;<sup>10</sup> è inoltre utile sottoporre a palpazione la base delle orecchie per rilevare tumefazioni o ascessi. La palpazione è estremamente importante anche per la mandibola ventrale, i muscoli masseteri, le mascelle laterali e gli archi zigomatici, che dovranno presentare entrambe le parti simmetriche; le guance vanno palpate per valutare la superficie laterale dei premolari e dei molari, al fine di rilevare l'eventuale presenza di speroni laterali acuti.

Passando alla valutazione visiva e alla palpazione del corpo, sono utili alcuni punteggi della condizione del corpo che dovranno essere utilizzati come parametri di riferimento (Tabella 3.2 – Meredith e Lord, 2013):

PUNTEGGIO DELLA CONDIZIONE CORPOREA	DESCRIZIONE	REPERTI CLINICI
1	emaciato	Strutture ossee evidenti a causa di scarsa muscolatura; malessere
2	sottopeso	Grasso minimo sulle coste; vertebre e ossa pelviche prominenti
3	ideale	Presenza di piccoli cuscinetti di grasso sulla gabbia toracica; addome ben conformato e muscolatura ben definita
4	sovrapeso	Coste difficilmente rilevabili alla palpazione; addome arrotondato
5	obeso	Strutture scheletriche difficilmente rilevabili alla palpazione; addome molto arrotondato e disteso

*Tabella 3.2 Valutazione della condizione corporea (Meredith e Lord, 2013)*

È inoltre molto importante registrare il peso corporeo dell'animale ad ogni visita, al fine di valutarne l'evoluzione nel tempo. Per quanto riguarda invece la strutturazione del corpo, i linfonodi principali

<sup>10</sup> Una piccola quantità di cerume, che deve essere di colore giallo pallido, è un reperto comune.

del coniglio sono i sottomandibolari, i prescapolari e i poplitei, palpabili per la determinazione di una linfadenopatia locale o generalizzata associabile a malattie o lesioni.

Passando alla gabbia toracica, nel coniglio questa è generalmente limitata e le lesioni che la riguardano possono essere apprezzate alla palpazione costale. Un aspetto fondamentale della visita clinica è proprio la valutazione dell'apparato respiratorio, sebbene nel coniglio l'auscultazione polmonare sia resa più complessa rispetto ai cani e ai gatti a causa delle esigue dimensioni della cavità toracica e della frequenza respiratoria elevata. In questo caso l'osservazione dell'animale svolge un ruolo predominante: osservare il pattern respiratorio può infatti fornire utili indicazioni sullo stato di salute dell'apparato respiratorio; sarà pertanto necessario valutare la rumorosità del respiro, che qualora eccessiva renderà necessaria la differenziazione della patologia tra alte o basse vie respiratorie. Nei casi di malattia respiratoria l'auscultazione della trachea aiuta a distinguere tra il vero rumore del tratto respiratorio inferiore e il rumore del tratto respiratorio superiore, è infine utile osservare se è presente difficoltà respiratoria e se questa eventualmente è maggiore durante l'inspirazione o l'espirazione.

La valutazione dell'apparato gastroenterico inizia con la palpazione addominale che deve essere sempre eseguita con estrema attenzione poiché può fornire importanti indicazioni sulla replezione gastrica e l'eventuale presenza di meteorismo intestinale. È una fase della visita estremamente importante e necessita un approccio sistematico per assicurare un esame completo. Alla palpazione lo stomaco, situato nel quadrante sinistro dell'addome craniale, appare molle e se invece risulta timpanico/duro/disteso, sono necessarie ulteriori indagini e trattamenti. L'intestino tenue è situato a sua volta nella regione mediana dell'addome e la palpazione va effettuata a livello craniale o, qualora si presenti disteso a causa di ingesta o gas, può essere palpato fino a livello mediale; il cieco occupa invece gran parte della cavità addominale e deve risultare morbido e pieno di ingesta semiliquide alla palpazione, mentre il colon è posizionato dorsalmente nella regione mediana caudale dell'addome. Un indicatore utile per rilevare patologie gastroenteriche in atto è la palpazione dei pellet fecali presenti nell'ultimo tratto dell'intestino; qualora tali pellet non siano individuabili o vi siano patologie gastroenteriche in atto (anoressia, mal occlusioni dentali, diarrea, mancata produzione fecale ecc.), è d'obbligo, in questa specie, procedere a un'indagine

radiografica addominale.<sup>11</sup> Per quanto riguarda i reni, entrambi sono facilmente palpabili e il destro è posizionato più cranialmente rispetto al sinistro, mentre la vescica è situata nell'addome caudale sulla linea mediana ed è difficilmente individuabile nei conigli sovrappeso, sebbene la rilevazione di un suo ispessimento possa indicare la presenza di fango o calcoli e sia quindi utile tentare di palparla. Infine, il fegato, la milza e il pancreas sono palpabili in presenza di processi patologici, altrimenti sono molto difficili da rilevare.

Successivamente si procede alla valutazione stetoscopica dei rumori intestinali, per i quali deve essere auscultata tutta la regione addominale. Come per l'apparato respiratorio, è importante ricordare che lo stress può ridurre la motilità gastrointestinale; tuttavia, dopo un'attenta fase di auscultazione (della durata di 2-4 minuti) devono essere udibili i suoni intestinali (seppur di intensità ridotta): la loro assenza è infatti un indice sufficiente di probabili patologie.<sup>12</sup>

Passando al tegumento, la pelliccia dovrà essere asciutta e priva di odori, e sarà importante osservare eventuali anomalie della pelle quali eritemi, croste, squame, ulcere ecc., prendendo nota di lesioni (natura e posizione);<sup>13</sup> anche la pelliccia presente sulla faccia mediale delle zampe anteriori, utilizzate dal coniglio per pulirsi gli occhi, deve essere esaminata e in particolare la sua colorazione, che può indicare scoli nasali o eccessiva salivazione. In questa fase anche gli arti dovranno essere palpati al fine di rilevare alterazioni nella struttura ossea, e qualora venissero osservate anomalie, verificare il funzionamento dell'arto in movimento per notare se questo incide sull'andatura dell'animale. Anche i piedi anteriori e posteriori andranno controllati alla ricerca di lesioni da pododermatite.

A questo punto potrà essere esaminato il ventre dell'animale, con particolare riguardo alla fila mammaria – palpandola bilateralmente alla ricerca di possibili tumefazioni, calore o scolo –, al perineo e alla regione inguinale – prestando particolare attenzione a colorazioni dovute a urina o

---

<sup>11</sup> La proiezione laterolaterale è la più indicata in questi casi e permette sia la valutazione dello stato di replezione gastrica (fondamentale anche per il ruolo predominante che il diaframma ha nella dinamica respiratoria), sia la valutazione di un eventuale meteorismo intestinale (particolarmente grave soprattutto quando si instaura a livello cecale).

<sup>12</sup> Quando possibile, è sempre consigliabile ristabilire il transito gastroenterico con terapie mediche prima di un'anestesia, accertando la ripresa della produzione di feci normali, e in generale i pazienti con alterazioni gastrointestinali che dovranno subire un'anestesia saranno sempre da considerarsi pazienti a rischio anestesilogico elevato (ASA III o IV a seconda delle situazioni).

<sup>13</sup> Tipologie di lesioni comuni sono macule, papule, comedoni, pustole, aree alopeciche, scolorimento del manto pilifero.

feci –, all'ano per l'accumulo di feci. Passando poi ai genitali, i testicoli del maschio devono essere simmetrici, lisci e non dolenti, mentre la vulva della femmina andrà controllata per verificare la presenza di eventuali tumefazioni o scoli.

In conclusione, l'esame dei denti andrà sempre effettuato alla fine della valutazione clinica dal momento che causa un forte stress nel coniglio. L'esame con otoscopio è molto utile, ma per un esame completo sarà necessaria la sedazione al fine di effettuare un accurato esame endoscopico, il quale produce migliori risultati poiché permette una completa valutazione delle arcate dentali.<sup>14</sup> Comunque, la valutazione dentale comincia rostralmente, partendo dagli incisivi (soprattutto i quattro principali) e notando la presenza di denti di sostegno superiori caudali agli incisivi principali; le anomalie da rilevare riguardano la direzione della crescita dentale, la mal occlusione, le rigature sullo smalto e relativa decolorazione, la presenza di infezioni a livello gengivale e l'eventuale presenza di denti allentati, fratturati o, al contrario, di denti mancanti. Durante la valutazione della dentizione, le alterazioni degne di nota da prendere in considerazione comprendono i cambiamenti agli angoli di crescita delle arcate dei denti delle guance, la scorretta angolazione delle superfici occlusali, le irregolarità nelle altezze della corona, la formazione di punte, la presenza di traumi del tessuto molle (Meredith e Lord, 2013); andranno inoltre verificati anche l'eccessivo accumulo di saliva in bocca, l'alitosi ed eventuali emorragie.

### Esami collaterali di laboratorio

In seguito all'esame fisico del soggetto possiamo procedere con esami collaterali strumentali e di laboratorio per avvalorare eventuali sospetti diagnostici emersi durante la visita. La scelta degli esami da eseguire si basa su eventuali rilievi di alterazioni all'esame fisico, su sospette patologie, sull'età e sul tipo di anestesia e/o intervento chirurgico che il paziente deve subire; dal momento che non esiste un protocollo standard, è comunque consigliato procedere solo con gli esami necessari per evitare di stressare eccessivamente l'animale; inoltre è preferibile – quando possibile – non eseguire la visita anestesiológica lo stesso giorno in cui verrà eseguita l'anestesia (Bufalari et al. 2012).

---

<sup>14</sup> Sebbene l'esame otoscopico abbia i suoi limiti, permette comunque di acquisire una grande quantità di informazioni utili ai fini della valutazione generale della dentizione.

Nelle seguenti tabelle (3.3, 3.4, 3.5) vengono riportati i valori emato-biochimici fisiologici del coniglio:

<b>PARAMETRI BIOCHIMICI</b>	
ALT	27.4–72.2 IU/l
ASP	10.0–78.0 IU/l
CK	58.6–175.0 IU/l
amilasi	212–424 IU/l
bilirubina	2.6–17.1 $\mu\text{mol/l}$
azoto ureico ematico	10.1–17.1 mmol/l
proteine totali	49–71 g/l
albumina	27–50 g/l
globulina	15–33 g/l
rapporto albumine globuline	0.7–1.8g
creatinina	74–171 $\mu\text{mol/l}$
glucosio	5.5–8.2 mmol/l
trigliceridi	1.4–1.76 mmol/l
colesterolo	0.1–2.0 mmol/l
calcio	2.2–3.9 mmol/l
fosforo inorganico	1.0–2.2 mmol/l
sodio	130–155 mmol/l
cloro	92–120 mmol/l
bicarbonato	16–32 mmol/l
potassio	3.3–5.7 mmol/l

Tabella 3.3 – parametri biochimici (Meredith e Lord, 2013)

<b>PARAMETRI EMATOLOGICI</b>	
RBC	$5.1\text{--}7.6 \times 10^{12} /\text{l}$
Hb	100–150 g/l
MCV	60–69
MCH	19–22 pg/cell
MCHC	300–350 g/l
Leucociti	$5.2\text{--}12.5 \times 10^9/\text{l}$
Linfociti	$250\text{--}650 \times 10^9/\text{l}$
Neutrofili	30–85%
Eosinofili	20–75%
Basofili	0–4%
Monociti	0–7%
Piastrine	0–4%

Tabella 3.4 – parametri ematologici (Meredith e Lord, 2013)

PARAMETRI DELLA COAGULAZIONE	
Tempo di coagulazione attivato (ACT)	4 ± 0,4 min
Tempo di tromboplastina parziale attivato (APTT)	15,7 – 42,7 sec
Fibrinogeno	3-4 g/l
Tempo di protrombina (PT)	7,5 ± 0,3 sec
Tempo di trombina (PT)	9,9 ± 2,1 sec
Tempo di sanguinamento	Da 1,4 ± 0,3 a 5,4 ± 1,2 min

Tabella 3.5 – parametri della coagulazione (Meredith e Lord, 2013)

I principali parametri a cui è necessario prestare attenzione sono i seguenti:

- gli elettroliti principali (Na, K, Ca, P) data la scarsa capacità di correggere gli squilibri acido-base di questa specie;
- urea: variazioni dai valori fisiologici non sono in genere indicativi di alterazioni della funzionalità renale dal momento che il livello di urea è influenzato da numerosi fattori come la percentuale proteica della dieta, l'utilizzo dell'urea da parte della microflora intestinale e i ritmi circadiani;
- glicemia: in genere viene rilevata iperglicemia all'esame ematobiochimico a causa della procedura estremamente stressante della venopuntura;
- ALT: nei conigli non è organo-specifica; AST, ALP e proteine totali sono invece in grado di indicare un danno epatico (Bufalari et al., 2012).

## CLASSIFICAZIONE ASA

Dalla raccolta dati provenienti da segnalamento, anamnesi ed esame clinico, l'anestesista è in grado di stabilire lo stato ASA, il quale riflette la condizione fisica del paziente, anche se è bene ricordare che questo, qualora buono, non esclude il rischio di incidenti durante l'anestesia, motivo

per cui tale classificazione non va intesa come predittiva del rischio anestesilogico generale. L'acronimo ASA è formato dalle iniziali dell'*American Society of Anesthesiologists*, l'associazione che per prima, nel 1941, propose una classificazione dello stato fisico in medicina umana con l'obiettivo di stabilire in modo efficiente il grado di patologia nel paziente prima di sottoporlo ad anestesia. Conseguentemente, la possibilità di collocare il paziente in una determinata classe di stato fisico (da I a V) permette agli operatori di inquadrare rapidamente la gravità della patologia in atto, registrandola nella cartella clinica e comunicando agevolmente con i colleghi (vedi tab.3.6).

<b>ASA I</b>	Animale in perfette condizioni cliniche; assenza di malattie sistemiche
<b>ASA II</b>	Malattia localizzata con minima/assente ripercussione sistemica
<b>ASA III</b>	Malattia sistemica grave, compensata, con gravi ripercussioni sistemiche
<b>ASA IV</b>	Malattia sistemica grave non compensata
<b>ASA V</b>	Paziente la cui aspettativa di vita, con o senza chirurgia, non supera le 24 ore
<b>+ E</b>	Chirurgia d'urgenza

*Tabella 3.6 – classificazione ASA (Bufalari et al., 2012)*

In medicina veterinaria il rischio anestesilogico è molto più elevato di quello riportato in medicina umana, dove il tasso di mortalità è di 0,0001% in pazienti adulti ASA I e 0,015% in ASA V. In medicina veterinaria, la percentuale di mortalità è invece decisamente più elevata, con punte dello 0,11% nel cane e nel gatto fino allo stato clinico ASA III, di molto superiori dal IV in poi (Dyson et al., 1998). Nel coniglio il rischio anestesilogico è anche superiore di quello di cane e gatto, nei soggetti sani di classe ASA I e II la mortalità è del 0,73% mentre nei soggetti ASA IV e V raggiunge il 7,37% (Brodgelt et al., 2008).

### 3. PREANESTESIA

In un paziente correttamente anestetizzato, i farmaci utilizzati inducono la perdita totale di coscienza, la mancata risposta a stimoli esterni, analgesia e miorelaxamento. L'ipnosi in anestesia corrisponde a uno stato di coscienza simile a quello che si instaura durante il sonno con la differenza che uno stimolo doloroso non porta al risveglio come invece accade con il sonno fisiologico; lo stato di incoscienza e l'analgesia lavorano sinergicamente a determinare la profondità dell'anestesia, e quindi i farmaci ipnotici e quelli analgesici sono strettamente correlati. Con i farmaci ipnotici si può ottenere uno stato di incoscienza tale che nessuno stimolo esterno e/o doloroso è in grado di generare una risposta cosciente; tuttavia, per ottenere questo livello di anestesia con i soli farmaci ipnotici, le dosi da utilizzare sono molto elevate comportando un aumento degli effetti collaterali:<sup>15</sup> inserendo preventivamente nel protocollo anestesiológico farmaci analgesici, lo stimolo doloroso può essere attenuato prima di raggiungere la corticale e di conseguenza la dose di farmaco necessaria sarà minore. Non esistono farmaci capaci di dare contemporaneamente ipnosi e analgesia ma ci sono diverse molecole il cui utilizzo combinato produce uno stato di ipnosi associato a adeguati miorelaxamento e analgesia. Per esempio, i farmaci oppioidi e gli  $\alpha_2$ -agonisti producono un'ottima analgesia ma una moderata ipnosi mentre gli alogenati danno ipnosi ma non analgesia.

L'anestesia generale si può schematicamente suddividere in quattro fasi:

1. medicazione preanestetica;
2. induzione;
3. mantenimento;
4. risveglio.

La prima parte di una procedura anestesiológica consiste nella premedicazione, fondamentale nel coniglio poiché permette di ottenere la sedazione (attenuazione della paura e dello stato di

---

<sup>15</sup> Gli stimoli dolorosi che possono essere provocati durante alcune chirurgie sono comunque troppo elevati per essere gestiti solo con questi farmaci.

eccitazione), l'ansiolisi (riduzione di ansia e stress), oltre a offrire analgesia (quando necessaria) e a migliorare l'efficacia dell'induzione e del mantenimento. La scelta delle molecole da utilizzare, la posologia e la via di somministrazione si basa sulla dolorosità della procedura che andrà eseguita e sull'esito della visita pre-anestesiologica. La premedicazione ideale dovrebbe permettere di ottenere un coniglio non in grado di mantenere la stazione quadrupedale, anche in decubito laterale, con pattern respiratorio regolare e profondo, senza riflesso di masticazione, ma con il mantenimento dei riflessi palpebrale e di retrazione (Avanzi, 2013).

## AGENTI TRANQUILLANTI

In medicina veterinaria i farmaci disponibili per la tranquillizzazione sono rappresentati dalle benzodiazepine e dalle fenotiazine. Di queste classi, quelli utilizzati nel coniglio sono diazepam, midazolam e zolazepam per quanto riguarda le benzodiazepine, e l'acepromazina come fenotiazina (i dosaggi dei farmaci sono riportati nella tabella 3.1).

### *Benzodiazepine*

Le benzodiazepine agiscono a livello dei recettori del GABA – un neurotrasmettitore inibitorio – in modo sinergico: se normalmente il legame tra il GABA e il recettore porta a un aumento della soglia a cui insorge il potenziale d'azione, in presenza di una benzodiazepina questo legame viene facilitato e di conseguenza lo stimolo necessario a indurre il potenziale d'azione deve essere maggiore, inibendo quindi l'attività neuronale. Sulla base di questo meccanismo, le benzodiazepine da sole non producono sostanziali effetti depressivi e sono quindi sicure dal punto di vista clinico.

Il midazolam e il diazepam sono le principali benzodiazepine utilizzate nel coniglio; entrambe hanno effetto tranquillante e miorilassante ma non analgesico e gli effetti collaterali sul sistema cardiovascolare e respiratorio sono trascurabili (Green, 1975). Il midazolam ha un'azione più breve, può essere utilizzato a dosi inferiori (1–2 mg/kg) e data la sua formulazione viene somministrato per via intramuscolare, intravenosa e intranasale; la possibilità di somministrarlo per via intramuscolare costituisce un vantaggio rispetto al diazepam perché in un coniglio sveglio la via intravenosa è difficilmente accessibile; allo stesso modo la intranasale va utilizzata in pazienti ASA I o II poiché il farmaco somministrato per questa via agisce molto più rapidamente e facilita

l'insorgere di effetti collaterali, oltre alla possibilità di provocare epistassi. Qualora dovessero comparire gravi effetti collaterali dati dalle benzodiazepine è possibile utilizzare il flumazenil, l'antidoto specifico, Diazepam e midazolam possono inoltre essere usate in combinazione con altri farmaci, prestando attenzione alla loro capacità di potenziare l'azione depressiva a livello cardiopolmonare a seconda del farmaco con cui sono impiegate.

Una terza benzodiazepina, il zolazepam, disponibile in commercio in combinazione con la tiletamina (tiletamina-zolazepam), non è consigliata in quanto nefrotossica nel coniglio (Avanzi, 2008; Quensberry e Carpenter, 2012).

### Fenotiazine

L'unica fenotiazina utilizzabile nel coniglio è l'acepromazina, che agisce a livello dei recettori della dopamina inibendo il rilascio del neurotrasmettitore e provocando quindi la depressione del sistema nervoso centrale (Harcourt-Brown, 2002). In genere alle dosi terapeutiche non si presentano gravi effetti indesiderati; può comunque insorgere ipotensione legata alla vasodilatazione periferica indotta da questo farmaco: in questo caso deve essere prestata attenzione alla temperatura corporea del paziente poiché la vasodilatazione periferica facilita la dispersione del calore con relativo aumento del rischio di ipotermia. La controindicazione maggiore per l'impiego dell'acepromazina in questa specie riguarda il suo effetto inibitore sulla peristalsi intestinale che, se sommato alla lunga durata d'azione (oltre 4 ore), può risultare in gravi problematiche a livello gastroenterico ([https://www.depts.ttu.edu/iacuc/Anesthetics\\_and\\_Analgesics\\_Rabbit.pdf](https://www.depts.ttu.edu/iacuc/Anesthetics_and_Analgesics_Rabbit.pdf)). Ulteriori limitazioni all'uso dell'acepromazina sono l'assenza di azione analgesica e la mancanza di un antidoto specifico; gli effetti collaterali determinati dall'acepromazina possono essere solo trattati in modo sintomatico

## AGENTI SEDATIVI

### $\alpha_2$ -agonisti

Gli  $\alpha_2$ -agonisti riducono la sintesi di AMPc a livello presinaptico causando inibizione del rilascio di noradrenalina e bloccando quindi la trasmissione dell'impulso nervoso: l'effetto finale è una ridotta

attività nervosa simpatica che si manifesta con effetto sedativo a livello del SNC.<sup>16</sup> A livello post-sinaptico la loro azione è invece simile a quella delle catecolamine e causano, ad esempio, vasocostrizione periferica;<sup>17</sup> quando questo si verifica si instaura ipertensione transitoria che a sua volta porta a bradicardia riflessa per attivazione dei barocettori aortici e carotidei; progressivamente subentra l'effetto simpaticolitico a livello centrale che permette l'aumento del tono vagale. L'effetto degli  $\alpha_2$ -agonisti sul sistema cardiovascolare rappresenta il principale rischio nell'utilizzo di queste molecole: l'insorgere della bradicardia può infatti arrivare a ridurre la frequenza cardiaca anche del 50-60%, pertanto nei pazienti ipotensi o con patologie cardiache, gli  $\alpha_2$ -agonisti non sono consigliati (Bufalari et al., 2012).

Invece, ai dosaggi clinici non è stata riscontrata una particolare azione sul sistema respiratorio, se non una riduzione della frequenza respiratoria legata alla loro azione depressiva sul sistema nervoso centrale. Altri effetti provocati a livello centrale sono la depressione del centro della termoregolazione che, sommata al rilassamento muscolare, porta facilmente a ipotermia. Il principale vantaggio legato all'utilizzo di queste molecole è la possibilità di antagonizzare completamente il loro effetto utilizzando atipamezolo (medetomidina e dexmedetomidina) o yohimbina (xilazina); un altro effetto utile nel coniglio è quello di inibire il rilascio di ACTH e cortisolo, normalmente prodotti in dosi importanti per lo stress delle manipolazioni durante la preparazione pre-anestesiologica.

I tre  $\alpha_2$ -agonisti utilizzabili nel coniglio sono la xilazina, la medetomidina e la dexmedetomidina. La prima induce una sedazione moderata e un'analgesia minima e per questo motivo non viene utilizzata da sola ma associata alla ketamina, sebbene sia importante prestare la massima attenzione perché questa combinazione può portare a grave depressione cardiopolmonare e, ad alte dosi, ad aritmie cardiache (Harcourt-Brown, 2013).

La medetomidina è un  $\alpha_2$ -agonista più selettivo che offre un'azione sedativa e analgesica circa dieci volte più superiore alla xilazina e con meno effetti collaterali; tuttavia, la vasocostrizione periferica

---

<sup>16</sup> In modo similare agiscono anche gli oppioidi, pertanto, un loro impiego combinato con gli  $\alpha_2$ agonisti consentirebbe di sfruttare l'effetto sinergico in relazione a intensità di sedazione e analgesia.

<sup>17</sup> L'inserimento di un catetere in un paziente sedato con questi farmaci può risultare difficoltoso.

può comunque verificarsi e pertanto si deve prestare attenzione a non confondere con cianosi un'eventuale colorazione bluastra delle mucose data dalla vasocostrizione (Longley, 2008).

Infine, nel coniglio viene comunemente utilizzata la dexmedetomidina, i cui effetti sono quasi sovrapponibili a quelli della medetomidina, con una maggiore selettività per i recettori  $\alpha_2$  e una minore interazione a livello cardiaco e pertanto il suo utilizzo è più maneggevole (Bufalari et al., 2012).

## OPPIOIDI

Gli oppioidi interagiscono con i recettori deputati al legame con le endorfine endogene a diversi livelli del sistema nervoso centrale, dando effetto analgesico mediante inibizione neuronale; nel midollo spinale riducono o inibiscono la trasmissione dello stimolo nocicettivo dalla periferia al sistema nervoso centrale in modo dose-dipendente (Bufalari et al., 2012).

La classificazione più utilizzata per questa classe di farmaci è in base al loro comportamento a livello recettoriale. Gli oppioidi sono quindi suddivisi in quattro classi:

- agonisti puri: morfina, metadone, fentanyl;
- agonisti-antagonisti: butorfanolo;
- agonisti parziali: buprenorfina, codeina;
- antagonisti: naloxone.

Gli agonisti puri sono indicati in presenza di dolore da moderato a intenso e possono essere usati in premedicazione prima di una procedura invasiva. È stato dimostrato che il metadone a 2 mg/kg (SC) offre una sedazione più profonda della morfina a 2 mg/kg (SC) (Touzot-Jourde et al., 2015). L'utilizzo del fentanyl è invece principalmente intraoperatorio in boli (5 mg/kg IV) o in infusione a velocità costante (CRI) dove offre un'ottima analgesia anche se di breve durata (10-15 min) e con effetti collaterali cardiovascolari minimi (bradicardia lieve); in pazienti anestetizzati con propofol è stata invece notata una diminuzione della pressione arteriosa (Bowery, 2007; Baumgartner et al., 2009).

Il butorfanolo è un antagonista-agonista  $\mu$  parziale con capacità analgesica inferiore a quella degli agonisti  $\mu$  puri, ed è quindi indicato per il trattamento di dolore lieve e per procedure diagnostiche. Se utilizzato da solo induce una buona sedazione di breve durata con depressione cardiorespiratoria minima; in combinazione con  $\alpha_2$ -agonisti o benzodiazepine è possibile ottenere una sedazione profonda ma anche una depressione respiratoria importante. Viene somministrato alle dosi di 0,5 mg/kg per via intramuscolare o intravenosa ma viene ben assorbito anche per via mucosale transnasale (Schroeder e Smith, 2011).

Un altro oppioide utilizzato nel coniglio è la buprenorfina, un agonista  $\mu$  -parziale efficace per trattare il dolore da lieve a moderato. Produce una leggera sedazione quando somministrata a 0,3 mg/kg con lieve depressione respiratoria e scarsi effetti collaterali a livello cardiovascolare (Shafford e Schadt, 2008). Uno studio che ha esaminato l'uso della buprenorfina nei conigli in dose singola non ha dimostrato effetti avversi sulla motilità gastrointestinale; tuttavia, l'utilizzo prolungato si ripercuote sull'assunzione di cibo e sulla motilità gastrointestinale (Martin-Flores et al., 2017).

Un oppioide atipico è il tapentadolo che si comporta come un  $\mu$  agonista ed è inoltre un inibitore della ricaptazione della noradrenalina (Hartrick e Rozek, 2011). Gli studi che valutano l'efficacia di questo farmaco nei piccoli mammiferi sono pochi, ma nei conigli è stato somministrato per via endovenosa a 5 mg/kg prima dell'induzione con sevofluorano per eseguire l'orchietomia ed è stata dimostrata una rapida distribuzione e nessuna evidenza di apnea; il farmaco ha inoltre fornito un'adeguata analgesia post-operatoria (Giorgi et al., 2013).

## PROTOCOLLI SEDATIVI-ANESTESIOLOGICI E ASSOCIAZIONI FARMACOLOGICHE

Dal momento che per ottenere un'anestesia bilanciata è necessario impiegare più farmaci in associazione, qui di seguito vengono riportati alcuni dei principali protocolli anestesioologici. Nella formulazione di queste associazioni, i farmaci utilizzati non sono solamente i sedativi, ma anche farmaci (ketamina e alfaxalone) che sono comunemente impiegati per l'induzione dell'anestesia generale nel cane e nel gatto. Ketamina e alfaxalone sono anestetici generali iniettabili che saranno trattati in questo capitolo per gli specifici usi clinici che se ne fanno nella specie oggetto del presente elaborato.

## Ketamina

La ketamina è in grado di indurre una dissociazione tra il sistema talamo-corticale – che media la risposta dolorosa e determina quella comportamentale allo stimolo – e il sistema limbico – la sede di elaborazione della sensazione dolorosa –: si ottiene così una tipologia di anestesia detta “dissociativa”, in cui lo stimolo doloroso viene percepito dal sistema limbico ma non arriva alla corteccia. L’anestesia dissociativa è caratterizzata da uno stato catalettico e allucinatorio in cui è però mantenuto il riflesso laringeo e palpebrale e il globo oculare resta in posizione centrale (a volte con un lieve nistagmo); viene inoltre considerata un’anestesia completa poiché l’animale, pur raggiungendo un basso livello di incoscienza, si trova in uno stato di profonda analgesia. Alla dose di 25-50 mg/kg, a livello cardiovascolare la ketamina determina un aumento della frequenza cardiaca, della gittata, della pressione arteriosa e del consumo di ossigeno, mentre a livello respiratorio ha limitati effetti depressivi (Bufalari et al., 2012).

## Alfaxalone

L'alfaxalone è un farmaco anestetico neurosteroidale con una rapida insorgenza e una breve durata d'azione. Gli effetti sono dose-dipendenti e vanno dalla sedazione all’anestesia generale, fornendo anche un rilassamento muscolare moderato. L’azione a livello cardiopolmonare della più recente formulazione di alfaxalone non è ben studiata nel coniglio, sebbene sia dimostrato che una vecchia formulazione di alfaxalone/alfadolone produca una depressione cardiovascolare dipendente dalla dose, simile a quella che si verifica nell’associazione di ketamina e xilazina (Gardhouse and Sanchez, 2022). La somministrazione avviene solitamente per via intravenosa, ma poiché a differenza di propofol e tiopentale, l’alfaxalone è scarsamente irritante per i tessuti, può essere somministrato anche per via intramuscolare. Il limite alla somministrazione per via intramuscolare è costituito dal volume che potrebbe risultare elevato in animali con peso < 3 kg. L’alfaxalone è raramente utilizzato da solo perché induce tremori muscolari, iperestesia, movimenti incontrollati e talvolta scialorrea nel post-operatorio (Bufalari et al., 2012).

Il dosaggio per via intramuscolare è di 4-6 mg/kg, mentre per via intravenosa è 2-3 mg/kg; in quest’ultimo caso si consiglia di effettuare sempre preossigenazione essendo stata frequentemente notata apnea (Gardhouse and Sanchez, 2022).

### *α2-agonisti – ketamina*

È l'associazione più utilizzata nelle procedure di routine e determina un'induzione rapida (2-5 min IM e 5-10 min SC) e ha una durata di circa 30 min. Tra gli α2-agonisti, la xilazina è quella che comporta gli effetti collaterali più gravi (importante depressione cardio-polmonare); può essere sostituita dalla medetomidina a 0,25 mg/kg con ketamina a 15 mg/kg o dexmedetomidina 0,05 mg/kg con 10mg/kg di ketamina. Queste combinazioni comportano la riduzione della perfusione periferica che induce una colorazione bluastra nelle mucose, condizione che può mascherare eventuali segni di ipossiemia; per prevenire l'insorgere di ipossiemia è quindi consigliato somministrare ossigeno *flow-by* o in maschera (Bufalari et al., 2012). Per antagonizzare l'effetto degli α2-agonisti è possibile somministrare atipamezolo a 1 mg/kg (Avanzi, 2013), sebbene si sia dimostrata ugualmente efficace una dose uguale o doppia dell'α2-agonista utilizzato (Kim et al., 2004).

### *α2-agonisti – ketamina – oppioide*

L'aggiunta di un oppioide come butorfanolo o buprenorfina all'associazione di un α2-agonista e ketamina permette di prolungare la durata dell'anestesia, utilizzando al contempo dosi inferiori di questi ultimi due farmaci. Sommando 0,1 mg/kg di butorfanolo o 0,3 mg/kg di buprenorfina ai dosaggi riportati nel paragrafo precedente, la durata dell'anestesia passa da 30 min a 80 min (Avanzi, 2008).

### *benzodiazepine – ketamina / acepromazina – ketamina*

La combinazione di 25 mg/Kg di ketamina con diazepam a 5 mg/kg o midazolam a 5 mg/kg o ketamina a 50 mg/kg e acepromazina 1 mg/kg inducono un piano anestesilogico leggero adatto a procedure diagnostiche o chirurgiche non particolarmente dolorose (Laber-Laird et al., 1996; Avanzi, 2008).

### medetomidina – ketamina

Ketamina a 10 mg/kg e medetomidina a 0,2 mg/kg possono essere somministrate per via mucosale transnasale, gli effetti sono gli stessi ottenuti con la somministrazione per altre vie ma insorgono velocemente (5 min).

### dexmedetomidina – midazolam – butorfanolo

Un'altra combinazione somministrabile per via nasale è quella con dexmedetomidina a 0,1 mg/kg, midazolam a 2 mg/kg e butorfanolo a 0,4 mg/kg e permette di ottenere una sedazione profonda (per 45 min seguiti da 25 min di sedazione moderata), analgesia e perdita del riflesso faringeo in 2 min; va però prestata attenzione alla depressione cardiopolmonare (Santangelo et al., 2016).

### midazolam – butorfanolo

L'associazione di midazolam a 0,1 – 0,5 mg/kg e 0,3 - 0,5 mg/kg di butorfanolo viene utilizzata in premedicazione e offre una buona analgesia e miorelassamento (Van Zeeland e Schoemaker, 2014).

### midazolam – alfaxalone

L'associazione di midazolam nella dose di 1 mg/kg con 6 mg/kg di alfaxalone induce un'anestesia della durata media di 65 min che insorge a 2-5 min dalla somministrazione intramuscolare; questa combinazione offre una sedazione profonda utilizzabile per procedure non invasive (Bradley et al., 2019).

### dexmedetomidina – alfaxalone – butorfanolo

Una combinazione di alfaxalone (6 mg/kg), dexmedetomidina (0,2 mg/kg) e butorfanolo (0,3 mg/kg) per via intramuscolare ha prodotto un'anestesia della durata di circa 1 ora con un tempo di recupero di circa due ore e mezza (Gardhouse and Sanchez, 2022).

Nella seguente tabella (tabella 3.1) sono riassunti i dosaggi dei principali farmaci e associazioni utilizzate.

<b>FARMACO</b>	<b>DOSAGGIO</b>	<b>UTILIZZO</b>
Acepromazina	0,25 – 1,0 mg/kg IM/SC/EV	Moderata sedazione
Midazolam	0,5 – 2 mg/kg IM/SC/EV/IN	Sedazione da moderata a profonda, durata < 2h
Diazepam	1,0 – 2,0 mg/kg SC/EV	Sedazione da 30 min a 3h
Medetomidina	0,1 – 0,5 mg/kg IM/SC	Sedazione da moderata a profonda
Ketamina	25 – 50 mg/kg IM/EV	Sedazione da moderata a profonda
Ketamina + xilazina	30 + 2,0 mg/kg IM	Sedazione moderata
Medetomidina + ketamina	0,25 + 10 mg/kg IM/SC	Sedazione profonda
Dexmedetomidina + ketamina	0,05 + 10 mg/kg IM/SC	Sedazione profonda
Medetomidina + ketamina + butorfanolo	0,1 + 10 + 0,1 mg/kg IM/SC	Sedazione profonda
Medetomidina + ketamina + buprenorfina	0,1 + 10 + 0,3 mg/kg IM/SC	Sedazione profonda
Midazolam + butorfanolo	0,1 / 0,5 + 0,3 / 0,5 mg/kg	Moderata sedazione
Midazolam + alfaxalone	1 + 6 mg/kg IM	Sedazione da moderata a profonda
Alfaxalone + butorfanolo + dexmedetomidina	6 + 0,3 + 0,2 mg/kg IM	Sedazione profonda

*Tabella 3.1 – Farmaci utilizzati nella sedazione del coniglio (modificato da Bufalari et al. 2012, 1370)*

## ACCESSO VASCOLARE E VIE DI SOMMINISTRAZIONE

L'accesso venoso andrebbe garantito prima della somministrazione di qualsiasi farmaco o il prima possibile. Rispetto alla via intramuscolare o sottocutanea, quella endovenosa permette di ridurre significativamente la dose di sedativo somministrata, migliorando al contempo la prevedibilità e l'efficacia del farmaco (Bufalari et al., 2012). La somministrazione per via endovenosa deve, comunque, avvenire sempre lentamente). L'intera procedura di incannulamento deve essere il meno stressante possibile per l'animale, e per questo motivo è consigliabile effettuarla solo dopo aver sedato il paziente o addirittura dopo l'induzione dell'anestesia generale.

Le vie di accesso venose praticate più comunemente sono le seguenti:

- vena cefalica: semplice e rapida da incannulare, rappresenta la via di accesso più pratica vista la comoda accessibilità degli arti anteriori;
- vena safena: solo nel caso in cui la vena cefalica non sia accessibile;
- vena auricolare marginale: è la vena di elezione per la fluido-terapia di mantenimento ma risulta difficile da incannulare nei soggetti di piccole dimensioni;
- vena giugulare: solo nel caso in cui le altre vene periferiche non siano accessibili o quando è necessario un monitoraggio invasivo per la misurazione della pressione venosa.

Devono essere utilizzati aghicannula da 24 G o da 26 G ed estrema attenzione va posta nel non danneggiare i vasi, che in questi animali sono particolarmente fragili.

## 4. INDUZIONE E MANTENIMENTO DELL'ANESTESIA GENERALE

### INDUZIONE

In fase di induzione è importante ottenere in maniera rapida la perdita di coscienza del paziente per procedere rapidamente all'intubazione orotracheale per garantire la pervietà delle vie aeree, cercando al contempo di ridurre al minimo le risposte autonome della glottide. È inoltre necessario garantire una corretta ventilazione e ossigenazione alveolare e preservare le funzioni cardiovascolari dalle stimolazioni esterne fino al raggiungimento di un piano di anestesia adeguato (fase di mantenimento). In fase di induzione, il paziente dovrebbe già essere sotto monitoraggio elettrocardiografico e supportato da erogazione di ossigeno (maschera, camera o flow by). L'induzione può essere ottenuta tramite l'inoculazione di anestetici iniettabili per via intravenosa, intramuscolare, sottocutanea o tramite l'assunzione di anestetici volatili per via inalatoria.

#### *Induzione con anestetici inalatori*

Nel coniglio è pratica comune l'induzione tramite anestetici inalatori (isoflurano e sevoflurano) in maschera o mediante gabbia da induzione, utilizzando preferibilmente sevoflurano per il suo odore più gradevole per l'animale. L'induzione inalatoria è preferibile a quella iniettabile, previa corretta premedicazione, poiché gli effetti cardiovascolari sono meno marcati rispetto a quelli degli agenti iniettabili (Harcourt-Brown et al., 2013). Scelta quindi la maschera, questa viene collegata a un circuito a non rirespirazione e posizionata sul muso del coniglio premedicato, in seguito viene posto in decubito laterale, il collo e la testa dell'animale devono essere tenuti ben estesi per agevolare il flusso del gas attraverso le prime vie aeree. Inizialmente si introducono percentuali di alogenato non superiori allo 0,5% affinché l'animale si abitui all'odore pungente dell'anestetico e successivamente si aumenta in modo progressivo di 0,5% fino al raggiungimento della corretta profondità del piano anestesilogico (perdita del riflesso palpebrale, del riflesso di retrazione, regolarizzazione del pattern respiratorio).

All'utilizzo della gabbia andrebbe sempre preferita la maschera, dal momento che la prima non permette un accesso e un controllo immediato dell'animale rinchiuso, oltre a richiedere alti flussi di ossigeno (fino a 6 L/min) e anestetico (generalmente superiori di 2-3 volte a quelle necessarie per il mantenimento dell'anestesia); qualora si effettui l'induzione tramite maschera facciale è

importante tenerla ben adesa al muso per evitare dispersione di gas e quindi inquinamento ambientale (Bufalari et al., 2012).

### Induzione con agenti iniettabili

Prima di procedere con la descrizione degli agenti iniettabili, è opportuno specificare che la via di somministrazione deve essere scelta a partire dai seguenti criteri: farmaco utilizzato ed efficacia del metodo di inoculo. Ad esempio, sebbene la via sottocutanea sia la più lenta, è comunque preferibile a quelle intramuscolare e intravenosa perché risulta meno stressante per l'animale; tuttavia, la via intramuscolare consente un migliore assorbimento del farmaco che ne garantisce un'azione più rapida. Infine, per quanto riguarda la via intravenosa, questa nel coniglio è usata raramente per l'induzione perché in questa specie si guadagna l'accesso venoso soprattutto dopo l'induzione dell'anestesia generale.

Tra gli agenti iniettabili il propofol, somministrabile solo per via intravenosa a 3-6 mg/kg, è da ritenersi quello migliore. L'inoculo deve essere lento (in 60-120 sec.) per ridurre al minimo gli effetti ipotensivi e permettere un migliore dosaggio del farmaco, assieme al monitoraggio dei segni clinici dell'ipnosi, quali la progressiva comparsa di miorilassamento, ventroflexione del bulbo oculare e la riduzione del riflesso palpebrale; in questo modo, dopo circa 60-70 secondi si dovrebbero raggiungere le condizioni ottimali per l'intubazione, ossia il rilassamento dell'articolazione temporomandibolare, la scomparsa di reazioni alla manovra di intubazione come tosse e deglutizione. Inoltre, il propofol deve essere utilizzato con estrema cautela perché, se somministrato in dosi eccessive, può indurre depressione respiratoria e apnee, pericolose in questa fase dal momento che l'animale deve ancora essere intubato. Per limitare i rischi legati a questo farmaco è sempre consigliato eseguire una preossigenazione prima dell'induzione.

Un altro agente iniettabile è la ketamina, un anestetico dissociativo da molto tempo impiegato come induttore anche nel coniglio; può essere inoculata sia per via intravenosa che intramuscolare, ma va sottolineato che per inibire i riflessi del cranio e consentire l'intubazione del coniglio è importante somministrarla in combinazione (vedere paragrafo "*protocolli sedativi-anestesiologici*" del capitolo 3).<sup>18</sup>

---

<sup>18</sup> La combinazione è necessaria anche per migliorare la qualità dell'anestesia.

Un ultimo appunto riguarda altri due farmaci anestetici, il tiopentale sodico e l'etomidato. Per quanto riguarda il tiopentale, si tratta di un farmaco ormai considerato poco sicuro in questa specie, in quanto può indurre ipossia, ipercapnia e acidosi; inoltre, i dosaggi utilizzati per l'eutanasia nei conigli sono solo di poco superiori a quelli necessari per indurre anestesia. Sull'etomidato non si hanno invece dati a sufficienza per avvalorarne l'impiego nel coniglio (Bufalari et al., 2012).

## TECNICHE DI INTUBAZIONE

Durante sedazione e anestesia è fondamentale una corretta gestione delle vie aeree, mantenendole pervie in modo da far arrivare ossigeno ai polmoni e facilitare l'eliminazione dell'anidride carbonica; inoltre, è fondamentale in caso di criticità – come durante la rianimazione cardiopolmonare (CPR) – poiché il rischio di traumi alla laringe e alla trachea, già alto durante la normale intubazione, aumenta esponenzialmente quando deve essere eseguita in urgenza (Phaneuf et al., 2006; Grint et al. 2006). Per questa ragione è bene scegliere la tipologia di tubo a seconda delle dimensioni del coniglio; esistono infatti tubi cuffiati e non cuffiati, che differiscono per materiale di costruzione (PVC o silicone) e diametro (2–5,5mm). Ma la differenza fondamentale nell'impiego dell'uno o dell'altro tipo riguarda il rischio di traumi: infatti, sebbene i cuffiati consentano una chiusura ermetica tra il tubo e la parete tracheale, l'intubazione tramite non cuffiati è meno traumatica per la trachea e vanno pertanto preferiti (Phaneuf et al., 2006).

L'intubazione endotracheale è comunemente usata come parte di un protocollo di anestesia generale per facilitare la somministrazione di anestetici volatili. L'intubazione può essere effettuata per via orale o per via nasale.

L'intubazione orotracheale può essere ottenuta utilizzando 4 diverse tecniche:

- metodo "alla cieca";
- intubazione tramite endoscopio;
- intubazione tramite laringoscopio;
- intubazione endotracheale a guida capnografica.

Per tutte e cinque le tecniche, il posizionamento dell'animale è lo stesso: per prima cosa il coniglio va sistemato in decubito sternale e il collo esteso verso l'alto evitando che l'inclinazione superi la verticale; attraverso il diastema la lingua deve poi essere tirata fuori lateralmente dalla cavità orale,

e prima di introdurre il tubo, al fine di facilitarne il passaggio, questo può essere lubrificato tramite l'impiego di gel lubrificante anestetico o gel ecografico.

### Metodo "alla cieca"

Come rivela il nome stesso, questo metodo prevede l'inserimento del tubo endotracheale senza visualizzazione diretta della glottide (Varga 2017, 29). Il raggiungimento di quest'ultima viene rilevato attraverso la presenza di rumori respiratori ascoltati direttamente attraverso il tubo; se questi non vengono percepiti significa che si è raggiunto l'esofago. Accertato il corretto posizionamento, il tubo viene fatto avanzare delicatamente e in corrispondenza della glottide si percepirà una resistenza accompagnata dall'improvvisa cessazione dei rumori respiratori. Il tubo viene quindi fatto proseguire ulteriormente fino a quando non si percepiscono nuovamente i suoni respiratori; se a questo punto il coniglio tossisce si ha prova del corretto posizionamento del tubo, il quale viene definitivamente confermato attraverso capnografia.

Una volta acquisita la necessaria esperienza, il metodo dell'intubazione alla cieca è veloce da eseguire e richiede una minima strumentazione. In ogni caso, è importante prestare la dovuta attenzione al fine di evitare il danneggiamento dei delicati tessuti della glottide. Da ultimo, è bene ricordare che è possibile riscontrare la presenza di cibo nella faringe, il quale verrebbe in questo caso spinto nella trachea, fatto che deve essere assolutamente evitato.



Figura 4.1 – intubazione alla cieca (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)

### Intubazione tramite endoscopio

Nei conigli sono previste tre tecniche di intubazione endoscopica (Varga, 2017):

- 1) localizzazione della glottide tramite endoscopio e successivo inserimento del tracheotubo (fig. 4.2, 4.3);
- 2) passando l'endoscopio nel tubo, questo può essere utilizzato per indirizzare con efficacia il tracheotubo nella glottide;
- 3) per i soggetti giovani o di piccole dimensioni è prevista una tecnica particolare consistente nel posizionamento di una guida in teflon di piccole dimensioni attraverso la glottide tramite endoscopio; una volta tolto l'endoscopio, si procede

all'inserimento dell'estremità del filo-guida nel tracheotubo, permettendone così il corretto posizionamento; infine, la guida viene sfilata (fig. 4.4).



Figura 4.2 – posizionamento dell'endoscopio (Fusco et al., 2021)



Figura 4.3 – visualizzazione della glottide tramite endoscopio. Gli asterischi neri indicano le aritenoidi, l'asterisco bianco la glottide mentre le frecce nere il palato molle (Fusco et al., 2021)



Figura 4.4 – intubazione con guida in teflon (Harcourt-Brown et al., 2013)

### Intubazione tramite laringoscopio

Se il coniglio è sufficientemente grande e si ha la possibilità di essere assistiti da un collaboratore, è possibile visualizzare la glottide tramite laringoscopio spostando dorsalmente il palato molle (Varga 2017, 31). Allo stesso modo può essere impiegato l'otoscopio, che permette sia la visualizzazione diretta della glottide che il posizionamento della guida nel modo indicato sopra.

### Intubazione endotracheale a guida capnografica

Collegato il capnografo al tracheotubo questo rileverà il passaggio di anidride carbonica in corrispondenza della glottide permettendo di localizzarla con un procedimento simile a quello “alla cieca”. Per questa ragione riveste un’importanza fondamentale la strumentazione adottata; esistono due tipologie di capnografia denominate rispettivamente *mainstream capnography* e *sidestream capnography*: nel primo il flusso d’aria espirato passa direttamente attraverso i sensori, nel secondo viene prima raccolto in un tubo di campionamento e successivamente trasmesso ai sensori (Lee et al., 2019). Il vantaggio nell’impiego della tecnologia *mainstream* è quindi nella rapidità del rilevamento, mentre in quella *sidestream* è la maggior accuratezza del dato che però necessita di un’ulteriore elaborazione. Nel caso dell’intubazione endotracheale, che richiede una rapida localizzazione della glottide, risulta quindi più efficiente la capnografia *mainstream*.

### Intubazione nasale

Nel caso in cui noi sia possibile eseguire un’intubazione tracheale, come ad esempio quello di conigli di piccole dimensioni, si potrà procedere con l’intubazione per via nasale (Varga 2017, 33). L’anestesia e la ventilazione sono quindi praticate attraverso un tubo nasotracheale oppure un sondino nasogastrico inserito in trachea (De Valle 2009, 166–170). Il tubo nasotracheale deve essere morbido e flessibile, del diametro di 2–2,5 mm e lungo circa 15 cm, lubrificato e inserito nella narice e diretto ventro-medialmente; il sondino nasale è a sua volta un tubo morbido del diametro di 1–1,5 mm e la procedura d’inserimento è identica a quella del nasotracheale. Per facilitare l’inserimento può essere applicato un agente anestetico locale al tubo o direttamente nelle narici.<sup>19</sup> Il corretto posizionamento viene infine confermato dalla visualizzazione della condensa all'interno del tubo o dall'uso della capnografia. In entrambi i casi questa tecnica richiede un flusso elevato di ossigeno per creare una pressione positiva e forzare i gas anestetici nel rinofaringe.



Figura 4.5 – intubazione nasale (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)

---

<sup>19</sup> Se si avverte una resistenza all’inserimento, il tubo deve essere tirato leggermente indietro e reindirizzato.

## DISPOSITIVI ALTERNATIVI: LE MASCHERE LARINGEE (O V-GEL)

Le maschere laringee sono ampiamente utilizzate in anestesia umana per la gestione delle vie aeree e costituiscono anche in veterinaria un mezzo per fornire ossigeno e somministrare gli anestetici volatili senza intubare la trachea, sigillando la laringe e consentendo così la ventilazione (Cook et al., 2011; Varga, 2017). I dispositivi per le vie aeree sovraglottidee (ingl. *Supraglottic Airway Devices*) sono particolarmente utili nella gestione delle vie aeree in situazioni di emergenza, poiché non necessitano dello stesso grado di visualizzazione della glottide richiesto dall'intubazione endotracheale. Come detto, il principio di funzionamento delle maschere è quello di sigillare la laringe, effetto ottenuto o tramite una sezione gonfiabile della maschera, o grazie a materiale morbido e comprimibile (i-gel) che aderisce completamente alla superficie laringea sigillandola (fig. 4.6).



Figura 4.6– Maschera laringea per le vie aeree LMA ((Harcourt-Brown et al., 2013)



Figura 4.7– Maschera V-gel (Harcourt-Brown et al., 2013)

In commercio sono disponibili maschere laringee a uso umano che però presentano delle criticità quando applicate in veterinaria.<sup>20</sup> La maggior parte delle complicazioni deriva dalle differenze anatomiche interspecifiche delle vie aeree superiori; per tale ragione, il sistema V-gel è stato progettato appositamente per il coniglio (fig. 4.1), con un'estremità sagomata sulla glottide dell'animale in modo da aderire perfettamente all'apertura della trachea e garantire una tenuta sufficiente a prevenire l'aspirazione del contenuto dello stomaco e a consentire la ventilazione a pressione positiva.<sup>21</sup>

Il protocollo per l'inserimento di un dispositivo V-gel è il seguente:

- scelta della maschera sulla base delle dimensioni dell'animale;
- lubrificazione;
- posizionamento del coniglio in decubito sternale;
- verificare l'assenza di cibo o cecotrofi nella cavità orale;
- estendere la lingua all'infuori e lateralmente;
- inserire il dispositivo V-gel prestando attenzione a posizionarlo tra gli incisivi superiori e inferiori;<sup>22</sup>
- conferma del corretto posizionamento tramite capnografo.<sup>23</sup>

Il vantaggio delle maschere risiede principalmente nella facilità di posizionamento e nella riduzione del rischio di traumi alle vie aeree; tuttavia, deve essere prestata attenzione affinché i dispositivi non si dislochino durante gli spostamenti del paziente, poiché in caso di ventilazione a pressione positiva questo comporterebbe timpanismo gastrico (Bateman, 2005).<sup>24</sup>

---

<sup>20</sup> Una varietà di maschere impiegate in umana è stata utilizzata nei conigli con esiti divergenti (Cruz et al. 2005; Bateman et al. 2005).

<sup>21</sup> Le maschere V-gel sono realizzate in silicone e, se lubrificate, causano un attrito minimo quando applicate (Crotaz 2010).

<sup>22</sup> Se una volta applicato il dispositivo la lingua del coniglio appare cianotica, verificare che questo non sia dovuto all'occlusione del flusso sanguigno derivante dalla compressione sulla lingua causata dalla maschera. L'uso della capnografia, ed eventualmente di un pulsossimetro posizionato in un punto alternativo (non sulla lingua), può confermare l'adeguata funzione cardiovascolare.

<sup>23</sup> Sebbene i produttori raccomandino di utilizzare la capnografia per confermare il posizionamento, questo può essere ottenuto anche sentendo il respiro all'estremità del tubo, soprattutto nei soggetti più grandi.

<sup>24</sup> L'aumento delle dimensioni dello stomaco causato dalla presenza di gas comprimerebbe il diaframma limitando l'espansione del polmone e quindi compromettendo la respirazione.

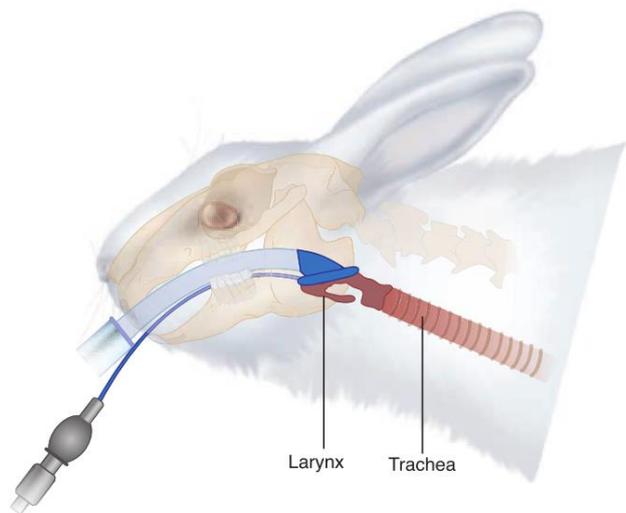


Figura 4.1 – maschera laringea (Harcour-Brown, 2013)

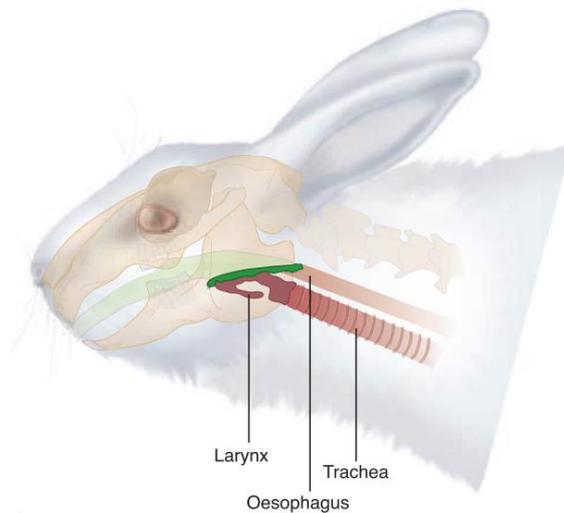


Figura 4.2 – dispositivo V-gel (Harcour-Brown, 2013)

## CIRCUITI RESPIRATORI

Durante la fase di mantenimento dell'anestesia i circuiti respiratori sono utilizzati per somministrare agenti anestetici inalatori e gas di trasporto (il più comune dei quali è l'ossigeno); inoltre, attraverso il sistema di evacuazione, permettono la rimozione dell'anidride carbonica prodotta dal paziente e l'evacuazione dei gas stessi. Per la scelta del circuito respiratorio, è bene ricordare che i sistemi con elevata resistenza<sup>25</sup> e spazio morto non sono adatti a piccoli pazienti come i conigli, e pertanto nella scelta il veterinario dovrà indirizzarsi verso circuiti a non ri-respirazione come il Mapleson D, E o F (fig. 4.4), i quali offrono minor resistenza ai flussi espiratori e pertanto, dato il ridotto volume respiratorio del coniglio, sono particolarmente indicati in questo animale; nei conigli di grandi dimensioni, come ad esempio il gigante delle Fiandre, possono essere utilizzati i circuiti circolari a ri-respirazione, sebbene sia comunque consigliato non impiegarli in animali sotto i 10 kg.

---

<sup>25</sup> La resistenza del circuito è determinata dalla quantità di valvole, dai restringimenti nel diametro dei tubi e dal canestro della calce sodata. Lo spazio morto è invece il volume di aria complessivo del circuito.

La quantità di flusso di gas fresco necessario si calcola moltiplicando il volume minuto – ossia i ml di gas fresco per chilo corporeo al minuto (250 ml/kg/min nel coniglio) – per il fattore di circuito, un parametro specifico di ogni sistema di respirazione dato dalla somma delle resistenze.<sup>26</sup>

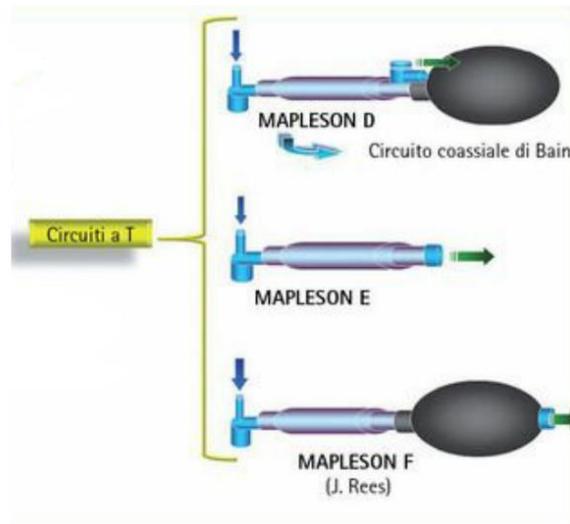


Figura 4.4 – Sistemi di respirazione Mapelson: le frecce azzurre indicano il flusso di gas freschi mentre quelle verdi i gas di scarico (modificata da Bufalari et al., 2012)

## VENTILAZIONE A PRESSIONE POSITIVA INTERMITTENTE

Quando l'animale non è in grado di respirare autonomamente, come ad esempio durante una toracotomia o in seguito alla somministrazione di farmaci bloccanti neuromuscolari, è necessario impiegare la tecnica di ventilazione a pressione positiva intermittente (IPPV). L'IPPV è utilizzata anche per approfondire rapidamente i piani di anestesia, per contribuire a ridurre le tensioni di CO<sub>2</sub> a fine espirazione in caso di ipercapnia, e per migliorare l'ossigenazione se il pulsossimetro mostra valori di SpO<sub>2</sub> inferiori al 90%. Tale tecnica può essere eseguita manualmente o automaticamente con un ventilatore; date le piccole dimensioni della maggior parte dei conigli, i ventilatori devono essere dotati di valvole pediatriche. I ventilatori possono essere a pressione o volume controllato (cioè il ventilatore si arresta quando vengono raggiunti un volume o una pressione prestabiliti); l'utilizzo dei ventilatori a pressione controllata presenta il vantaggio di ridurre il rischio di lesioni

---

<sup>26</sup> Il fattore circuito per i Mapelson D, E e F è di 2,5–3, per il (Harcourt Brown et al., 2013).

polmonari provocate dal ventilatore, oltre al fatto che la possibile perdita di gas dovuta all'utilizzo di tubi endotracheali non cuffiati viene rilevata tramite il monitoraggio della pressione.

Al fine di mantenere la normocapnia compresa tra i 35 e i 45 mmHg è necessario impostare il ventilatore secondo i parametri riportati nella tabella 4.1:

volume tidalico	4–6 ml/kg
frequenza respiratoria	20–30 atti/min
pressione inspiratoria	12–15 cm–H <sub>2</sub> O
rapporto inspirazione/espiazione	1: 3

*Tabella 4.1 – parametri ventilatore automatico (Harcourt-Brown et al., 2013)*

Per quanto riguarda la ventilazione manuale, questa viene eseguita chiudendo la valvola del circuito respiratorio, comprimendo il pallone di riserva e infine riaprendo la valvola per consentire la pausa espiratoria.<sup>27</sup> Per evitare il rischio di un'eccessiva insufflazione durante la ventilazione manuale, è necessario osservare che l'escursione della gabbia toracica non sia superiore a quella fisiologica, al fine di evitare possibili danni ai polmoni.

## MANTENIMENTO DEL PIANO ANESTESIOLOGICO

All'induzione dell'anestesia generale segue la fase del mantenimento, in cui è necessario garantire un livello stabile di ipnosi, analgesia, miorilassamento ed equilibrio neurovegetativo adeguati allo stimolo subito. Per garantire tutto questo, è indispensabile eseguire un monitoraggio accurato dei parametri vitali del paziente. Durante tutta questa fase il costante dialogo e la collaborazione con il chirurgo consentono di adattare il livello di anestesia alla chirurgia in corso, in modo tale da anticipare eventuali manovre dolorose per il paziente con la somministrazione preventiva di

---

<sup>27</sup> Questa procedura può essere eseguita solo con circuiti dotati di palloni di riserva come i già menzionati Mapelson D e F.

analgesici e intervenendo tempestivamente qualora si manifestassero segni di superficializzazione con la somministrazione di anestetici.

Per quanto riguarda la gestione dei flussi di gas freschi (FGF) si ricorda che, nelle fasi iniziali della chirurgia e ogni qualvolta si intende modificare la profondità dell'anestesia, oltre che agire sulla ghiera del vaporizzatore, è necessario innalzare o abbassare il volume dei FGF per ottenere l'equilibrio desiderato utilizzando le più basse quantità possibili di anestetico. Inoltre, i parametri MAC BAR 50 e 95 (BAR = block of adrenergic response), che indicano rispettivamente l'abolizione della risposta cardiovascolare adrenergica all'incisione cutanea nel 50 e nel 95% dei pazienti, sono ridotti notevolmente grazie all'impiego contemporaneo degli analgesici oppioidi (Bufalari et al., 2012). Infatti, tramite l'associazione di alogenati e oppioidi, quest'ultimi anche in concentrazioni plasmatiche basse (nell'uomo, tra 1 e 2 ng/ml di fentanyl), la MAC viene dimezzata, consentendo così di ridurre in modo significativo la concentrazione di anestetico alogenato nella miscela inspirata mantenendo comunque il paziente in ipnosi. Tuttavia, è bene ricordare che, se la quota di anestetico viene abbassata eccessivamente, si incorre nel rischio di risveglio intraoperatorio, il livello di MAC indicato durante il mantenimento è di 3,7% per il sevofluorano e 2,05% per l'isofluorano (Bufalari et al., 2012).

## IL RISVEGLIO

La fase del risveglio comprende tutto ciò che va dall'interruzione della somministrazione di anestetico fino al recupero delle funzioni vitali, compresa la deambulazione e la capacità di alimentarsi. In questa fase l'anestesista alleggerisce progressivamente il piano anestesiológico riducendo, sino a sospendere completamente, l'erogazione di farmaci anestetici (Bufalari et al., 2012). Alla ricomparsa dei riflessi principali che segnalano il risveglio dall'anestesia – riflesso palpebrale, colpi di tosse, ripresa di adeguata attività ventilatoria spontanea – è necessario procedere con la rimozione del tracheotubo, e nel caso di risvegli disforico-eccitativi essere pronti a intervenire farmacologicamente. Qualora durante la fase di premedicazione siano stati utilizzati alfa<sub>2</sub>agonisti, benzodiazepine o oppioidi agonisti- $\mu$  si può valutare l'opportunità di somministrare il rispettivo antagonista come indicato nella tabella 4.2.

Farmaco	Antagonista di	Dose
Atipamezolo	Medetomidina Dexmedetomidina	1 mg/kg
Flumazenil	Midazolam e diazepam	0,1 mg/kg
Naloxone	Oppioidi ( $\mu$ agonisti)	0,03 mg/kg

*Tabella 4.2 – Dosaggi dei farmaci antagonisti utilizzati in veterinaria (Harcourt-Brown et al., 2013)*

Una volta estubato, il paziente va comunque vigilato al fine di verificarne la corretta attività ventilatoria, eventualmente favorita intervenendo tramite estensione del collo – che mantiene distese le prime vie aeree – ed estroflessione della lingua, ponendo particolare attenzione nel caso di pazienti con comprovate patologie respiratorie; fondamentale è fornire ossigeno con flow-by nei primi minuti dopo l'estubazione e almeno fino a quando il monitoraggio del paziente non ci garantisce che respiri correttamente. Altra accortezza fondamentale, è mantenerlo incannulato, in modo da avere un accesso venoso rapido in caso di emergenza. In questa fase è infine molto importante garantire al coniglio un ambiente di risveglio tranquillo, confortevole e privo di fonti di luce diretta, riscaldando inoltre il paziente fino al raggiungimento della normale temperatura corporea.<sup>28</sup> Non appena il coniglio è in grado di mantenere autonomamente la stazione quadrupedale è opportuno alimentarlo al fine di ridurre il rischio di ileo e ipoglicemia. L'analgesia andrà garantita nel postoperatorio affinché il coniglio non sia sottoposto a eccessivo stress.

## ANESTESIA LOCO-REGIONALE

Nel coniglio l'anestesia locoregionale viene impiegata soprattutto in corso di chirurgia odontostomatologica; il meccanismo d'azione degli anestetici locali consiste nel bloccare i canali ionici impedendo la generazione e la conduzione degli impulsi dolorosi. I due agenti più comunemente utilizzati per infiltrazioni locali e blocchi nervosi sono la lidocaina (2–4 mg/kg) e la

---

<sup>28</sup> La voce e la presenza del proprietario possono favorire un risveglio più sereno.

bupivacaina (0,5–1 mg/kg), che possono essere somministrate anche per via topica o per iniezione a livello intrarticolare e intratecale (epidurale o subaracnoidea).<sup>29</sup> A seconda dell'intervento chirurgico e del dolore provocato nell'animale, è possibile affiancare all'anestesia generale quella locale, al fine di ridurre ulteriormente lo stimolo doloroso e al contempo la quantità di anestetico generale necessaria. Inoltre, sempre al fine di ridurre la percezione di dolore (e di conseguenza lo stress) sono disponibili in commercio delle formulazioni in crema di lidocaina al 2,5% e prilocaina al 2,5% ad uso topico che possono essere utilizzate sulla pelle per facilitare il prelievo di sangue o il posizionamento di un catetere.<sup>30</sup>

### Anestesia epidurale e spinale

L'anestesia epidurale e spinale presentano alcune differenze rispetto a quelle di cane e gatto (Chitty, 2007); infatti, il midollo spinale del coniglio inizia nella regione medio-sacrale invece che a livello lombare-caudale, motivo per cui il sito migliore per l'iniezione è lo spazio subaracnoideo tra la dura madre e la pia madre a livello di L6/L7.<sup>31</sup>

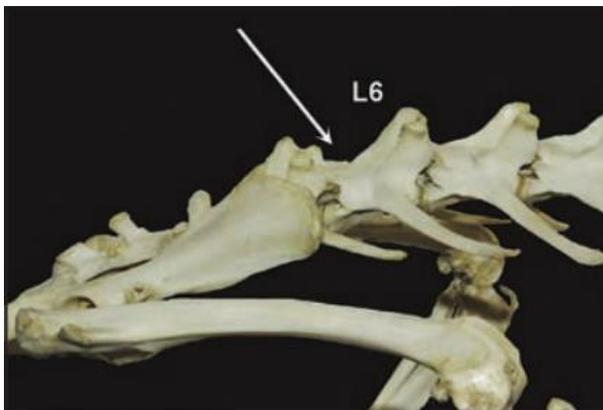


Figura 4.3 – veduta laterale del punto di inserimento dell'ago (Harcourt-Brown et al., 2013)



Figura 4.4 – veduta dorsale del punto di inserimento dell'ago (Harcourt-Brown et al., 2013)

Queste tipologie di anestesia loco-regionale producono perdita di sensibilità, incapacità di mantenere la stazione quadrupedale e paralisi flaccida; il volume ottimale di anestetico è di 0,2

<sup>29</sup> È possibile utilizzare anche la ropivacaina (1,5 mg/kg).

<sup>30</sup> L'azione massima si ottiene dopo 1 ora dalla somministrazione (Harcourt Brown et al., 2013).

<sup>31</sup> Sia il blocco epidurale che quello subaracnoideo devono essere utilizzati solo se il coniglio è completamente anestetizzato, perché l'impossibilità di muovere gli arti posteriori può essere estremamente stressante per l'animale.

ml/kg, sia se si utilizza lidocaina che bupivacaina. Gli effetti della lidocaina sono rapidi (1-3 minuti) e durano circa 30-40 minuti, mentre la bupivacaina ha un'azione più prolungata e causa effetti motori minimi.

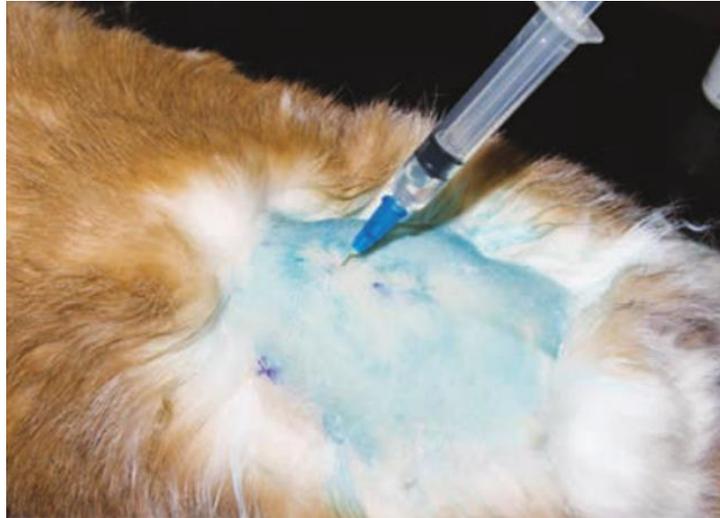


Figura 4.6 – inoculo nello spazio subaracnoideo (Harcourt-Brown et al., 2013)

### Blocchi nervosi in chirurgia odontostomatologica

Uno degli impieghi più frequenti dell'anestesia locoregionale è in chirurgia dentale. I tre blocchi nervosi eseguiti sono (figura 4.7):

- blocco del nervo infraorbitale: particolarmente utile per l'estrazione degli incisivi superiori; per eseguire il blocco, l'anestetico va inoculato a livello del forame infraorbitale, situato anteriormente all'arcata zigomatica;
- blocco del nervo mentoniero: impiegato per l'estrazione dei primi molariformi e nella chirurgia degli ascessi mandibolari; per eseguire il blocco è necessario infiltrare l'anestetico a livello del foro mentoniero situato sulla faccia laterale del corpo della mandibola;
- blocco del nervo alveolare inferiore (o nervo mandibolare): utilizzato per l'estrazione dei molariformi; a differenza di cane e gatto, nel coniglio il blocco è effettuato a livello extraorale ventro-mediale, ponendo particolare attenzione a non lesionare l'arteria e la vena facciale situate in questa regione.

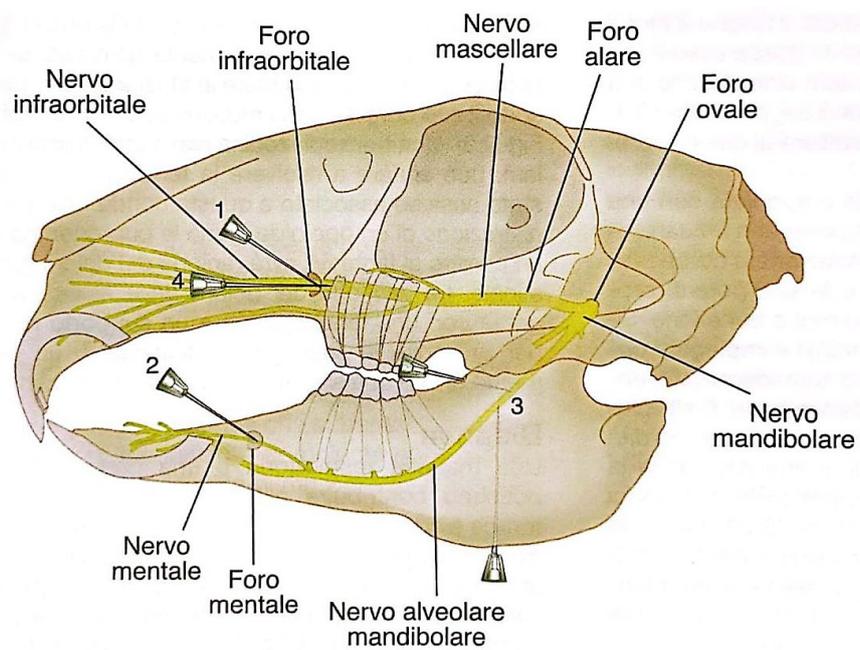


Figura 4.7 – siti di inserzione dell'ago per i blocchi dei nervi (Harcourt-Brown et al., 2013)

## 5. MONITORAGGIO DEL PAZIENTE, TERAPIA DEL DOLORE E CURE POSTOPERATORIE

### MONITORAGGIO INTRAOPERATORIO

Così come nel cane e nel gatto, anche nel coniglio il monitoraggio intraoperatorio riveste un'importanza fondamentale ai fini di una corretta gestione dell'anestesia. A livello generale, è opportuno differenziare due tipologie di monitoraggio, uno clinico e uno strumentale, entrambi necessari a verificare lo stato fisico dell'animale in anestesia;<sup>32</sup> durante tutta la fase di monitoraggio si registreranno anche in cartella anestesiologicala tutti i farmaci somministrati dalla premedicazione al risveglio.

#### Monitoraggio clinico

Nei conigli l'osservazione del pattern respiratorio fornisce importanti informazioni sul piano anestesiologicalo ed è fondamentale soprattutto durante le fasi di premedicazione e di induzione; tuttavia, dal momento che in questa specie è difficile apprezzare l'escursione toracica, per rilevare la frequenza respiratoria si dovranno osservare i movimenti della cavità addominale o alla base dello sterno a seconda che l'intervento chirurgico sia effettuato in decubito laterale o dorsale.<sup>33</sup> La depressione respiratoria va considerata grave quando scende al di sotto di 4 atti al min.

Per quanto riguarda la valutazione della frequenza cardiaca, questa può essere eseguita sia tramite i normali fonendoscopi, sia attraverso l'utilizzo di stetoscopi esofagei. A causa delle notevoli dimensioni del cuore, in questa specie è inoltre possibile apprezzare il battito appoggiando le dita su entrambi i lati della cavità toracica, tra il terzo e il sesto spazio intercostale, anche se questo tipo di rilevamento rapido non può sostituire la precisione di quello strumentale. Inoltre, per stimare la perfusione periferica, può essere valutato il polso arterioso a livello dell'arteria auricolare o

---

<sup>32</sup> Sebbene siano disponibili diversi tipi di apparecchiature di monitoraggio, quello clinico rimane uno strumento indispensabile.

<sup>33</sup> Una volta che l'animale è collegato al circuito respiratorio è possibile anche osservare l'escursione del pallone di riserva.

femorale, anche se in entrambi i casi il rilevamento è difficilmente percettibile, soprattutto se l'animale è ipoteso (in tal caso è pressoché impossibile).

Un utile indicatore della corretta respirazione e perfusione dell'animale sedato è la colorazione delle mucose, che in questa specie è resa complicata dalle esigue dimensioni della cavità orale. Il colore normale della lingua e della mucosa labiale è rosa chiaro e deve mantenersi tale per tutta la durata dell'intervento.<sup>34</sup>

Un ulteriore indicatore utile, in questo caso per valutare la profondità del piano anestesiológico, sono i riflessi dell'animale e in particolare quello di retrazione, assente quando il coniglio ha raggiunto il piano anestesiológico chirurgico (Hall et al., 2001).<sup>35</sup> Infine, anche i riflessi della testai possono dare utili indicazioni e nello specifico quello corneale non deve mai essere perso, mentre quello palpebrale non è affidabile;<sup>36</sup> in ogni caso dev'essere rilevata una rotazione ventromediale dell'occhio, ricordando che gli anestetici a base di ketamina lo mantengono più centrale.

### Monitoraggio strumentale

Gli strumenti impiegati per valutare i parametri vitali più importanti sono il pulsossimetro, il capnografo, l'elettrocardiogramma e i misuratori della pressione sanguigna.

#### PULSOSSIMETRO

La pulsossimetria è un monitoraggio non invasivo e continuo che, se la perfusione periferica è sufficiente, rileva la percentuale di saturazione di ossigeno dell'emoglobina arteriosa (SpO<sub>2</sub>) – la quale dev'essere > 95-96 % – e della frequenza del polso in battiti al minuto; è raccomandata durante l'anestesia del coniglio a causa dell'alta prevalenza di condizioni respiratorie subcliniche che possono influenzare l'ossigenazione. Tuttavia, è bene ricordare che la pulsossimetria non è un indicatore del fatto che un animale stia ventilando adeguatamente; per effettuare questa valutazione è infatti necessario utilizzare il capnografo.

---

<sup>34</sup> Quando si utilizzano  $\alpha_2$ agonisti è facile osservare mucose violacee o addirittura blu.

<sup>35</sup> Il riflesso di retrazione è maggiormente visibile se eseguito a livello degli arti anteriori.

<sup>36</sup> Tuttavia, se si utilizzano  $\alpha_2$ -agonisti in fase di premedicazione il riflesso corneale può non essere presente.



Figura 5.1 –posizionamento del pulsossimetro sullo scroto (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)



Figura 5.2 –posizionamento del pulsossimetro sulla pinna auricolare (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)



Figura 5.3 –posizionamento del pulsossimetro sulla lingua (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)



Figura 5.4 –posizionamento di uno spessore per ridurre la pressione della molla del pulsossimetro (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)

Le sonde del pulsossimetro possono essere poste nell'orecchio o tra le dita, ma la localizzazione migliore è in aree non pigmentate e prive di pelo (fig. 5.1, 5.2), ragione per cui è preferibile posizionarle sulla lingua (fig. 5.3). La pulsossimetria può fallire nei conigli con scarsa perfusione periferica (anche dopo la somministrazione di agonisti alfa-2 adrenergici) o ischemia locale causata dalle molle della sonda troppo strette: al fine di evitare un'eccessiva costrizione è sufficiente posizionare un batuffolo di cotone alla base della pinza per ridurne la forza (figura 5.4).

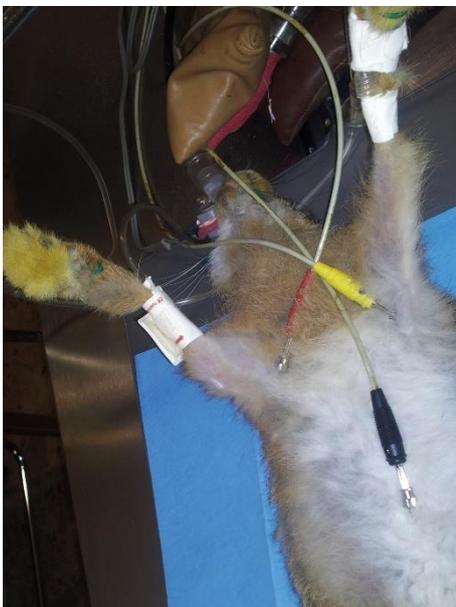
## CAPNOGRAFIA

Come accennato nel capitolo precedente, la capnografia è la rappresentazione grafica della curva espiratoria e ci fornisce il valore della  $CO_2$  a fine espirazione. Tale misurazione è utile perché un'improvvisa diminuzione dei livelli di  $CO_2$  può significare che il sangue non è in grado di trasportarla dai polmoni per essere eliminata e dunque indicare la presenza di un grave problema cardiocircolatorio (es. shock ipovolemico).

Per l'anestesia del coniglio si deve scegliere il connettore con il minor spazio morto. Lo spazio morto tende ad essere minore con i monitor sidestream, ma molti capnografi mainstream sono dotati di una scelta di connettori, comprese le dimensioni pediatriche. I valori di anidride carbonica a fine espirazione (end-tidal,  $ETCO_2$ ) possono essere visualizzati semplicemente come numeri, di solito

in unità di pressione (mmHg o kPa), ma alcuni possono anche essere visualizzati come percentuale. La normocapnia (cioè un valore normale di  $\text{ETCO}_2$ ) è di 35-45 mmHg. Le ragioni più comuni per l'ipo- e l'ipercapnia sono elencate nella tabella 5.1. L'ipocapnia può essere osservata durante l'anestesia se il paziente ha un volume corrente molto ridotto. Una delle occasioni in cui la capnografia è preziosa nel monitoraggio anestetico è in caso di arresto cardiaco, perché spesso è il primo valore a identificare un problema.

### ELETTROCARDIOGRAFIA



L'elettrocardiogramma (ECG) fornisce la riproduzione grafica dell'attività elettrica del cuore e permette una rilevazione precoce dello sviluppo di aritmie intraoperatorie ma non dà informazioni sulla funzionalità cardiaca e sullo stato emodinamico del paziente.<sup>37</sup>

Nel coniglio gli elettrodi vengono posizionati sui due arti anteriori e sull'arto posteriore sinistro o a livello dello sterno (fig. 5.5), formando un triangolo e per favorirne la conduzione deve essere applicato del gel per ultrasuoni o del alcool.<sup>38</sup>

*Figura 5.5 – posizionamento degli elettrodi  
(foto per gentile concessione del dott. Igor  
Pelizzone)*

---

<sup>37</sup> L'errato posizionamento degli elettrodi o l'utilizzo in chirurgia di un elettrobisturi può provocare false aritmie.

<sup>38</sup> Deve essere prestata attenzione alla quantità di gel o alcool utilizzata perché un eccesso facilita la dispersione del calore corporeo.

## PRESSIONE SANGUIGNA

Dal momento che nel coniglio anestetizzato un'alterazione frequente dei parametri vitali riguarda la diminuzione della pressione sanguigna, risulta evidente come la misurazione della pressione arteriosa sia uno dei parametri più indicativi della funzione cardiovascolare (Harvey e Murison, 2010).<sup>39</sup> I metodi di misurazione si dividono in diretto (o invasivo) e in indiretto (non invasivo) (Cattani et al., 2015).

### *Misurazione diretta*

Questa tecnica viene detta invasiva perché prevede il posizionamento di una cannula intra-arteriosa (fig. 5.6); nonostante sia il metodo più preciso di misurazione della pressione, è poco eseguito perché è una procedura dolorosa e non priva di rischi oltre a richiedere apparecchiatura specifica. L'arteria utilizzata nel coniglio è quella auricolare, facilmente reperibile al centro della pinna auricolare; l'incannulamento deve essere eseguito previa applicazione di una crema anestetica locale almeno 40 minuti prima della procedura e in seguito la parte deve essere tosata e disinfettata chirurgicamente.<sup>40</sup> Se da un lato questa tecnica è considerata



*Figura 5.6 – incannulamento arteria auricolare (Gardhouse and Sanchez, 2022)*

rischiosa per le possibili conseguenze dovute a errori durante la gestione della cannula (emboli, ematomi, necrosi della pinna auricolare), in questa specie spesso si rivela l'unica che permette di valutare in modo accurato la pressione arteriosa in soggetti ipotesici.

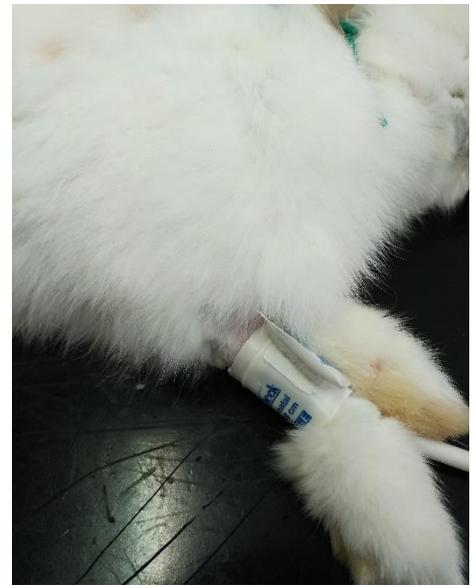
---

<sup>39</sup> Nel coniglio la pressione arteriosa sistolica è 90 – 130 mmHg e la diastolica 80 – 90 mmHg

<sup>40</sup> È consigliato scegliere la misurazione invasiva solo come monitoraggio intraoperatorio.

### *Misurazione indiretta*

Esistono due tipologie di dispositivi per la misurazione non-invasiva: la misurazione doppler e i monitor oscillometrici. Il primo è un metodo manuale eseguito con un manicotto (fig. 5.7) collegato a un manometro, che viene gonfiato fino a bloccare il flusso di sangue e fatto sgonfiare lentamente fino alla ripresa del flusso che viene rilevato attraverso una sonda doppler. Il secondo metodo ha un funzionamento simile ma il rilevamento è automatico e consente di effettuare misurazioni consecutive a intervalli preimpostati. Tra i due dispositivi il più adatto al monitoraggio intraoperatorio è il monitor oscillometrico per il vantaggio di eseguire una serie di misurazioni fornendo anche il valore medio della pressione arteriosa; è stato inoltre dimostrato che i valori misurati con il Doppler si discostano dal valore reale di circa 10 mmHg sia in eccesso che in difetto (Harvey et al., 2010).



*Figura 5.7 – posizionamento del manicotto sull'arto anteriore destro (foto per gentile concessione del dott. Igor Pelizzone)*

### TEMPERATURA CORPOREA

Nella pratica veterinaria la temperatura corporea viene rilevata principalmente con termometri rettali ma quando è necessario eseguire un monitoraggio prolungato si consiglia l'utilizzo di sonde termistori (fig. 5.8) posizionate a livello rettale, esofageo o rinofaringeo. A livello rettale, è necessario posizionare lo strumento a 2 cm dallo sfintere anale poiché una variazione della profondità di inserimento, sia in eccesso che in difetto, comporterebbe alterazioni della temperatura di 1°C per cm.



*Figura 5.8 – posizionamento sonda termistore (Harcourt-Brown et al., 2014)*

## POSSIBILI COMPLICAZIONI DURANTE L'ANESTESIA

### Ipotermia

Il coniglio presenta un rapporto peso/superficie basso e ciò facilita la dispersione del calore; questo in chirurgia si somma al fatto che alcuni farmaci provocano vasodilatazione periferica e che gli anestetici deprimono il centro termoregolatore dell'ipotalamo, alterando ulteriormente la capacità di termoregolazione del paziente. La tosatura di ampie aree e l'utilizzo di disinfettanti per eseguire lo scrub chirurgico rappresentano un ulteriore fattore di incremento della dispersione, senza considerare che gli animali anestetizzati non possono attuare quelle strategie (rabbrivire, rannicchiarsi, muoversi ecc.) che normalmente gli consentono di preservare il calore.

Gli effetti di una marcata ipotermia si ripercuotono sull'azione dei farmaci anestetici: quelli iniettabili vengono metabolizzati più lentamente e negli alogenati si riscontra una riduzione della MAC; in questi soggetti si verifica inoltre una diminuzione della frequenza respiratoria e di quella cardiaca.

Una volta che si è verificata la diminuzione della temperatura, risulta difficile ripristinare quella fisiologica, e si raccomanda pertanto di attuare durante tutta la procedura anestesiológica misure e accorgimenti per prevenire la perdita di calore: adagiare il paziente su superfici conducano poco (es. coperte, pile, lana), ridurre al minimo la tricotomia, minimizzare l'utilizzo di disinfettanti, utilizzare soluzioni infusionali riscaldate, utilizzare supporti termici (tappetini riscaldanti, o anche semplici guanti in lattice riempiti con acqua tiepida).

### Arresto cardiopolmonare

Nei conigli ad alto rischio anestesiológico (ASA IV e V) l'arresto cardiopolmonare è un'eventualità non così infrequente e i farmaci necessari per queste manovre di emergenza devono essere preparati preventivamente poiché i dosaggi da utilizzare sono molto ridotti e spesso, per ottenere un dosaggio preciso, devono essere diluiti, rappresentando in tal modo un ostacolo alla rapidità della manovra.

Nella tabella seguente (tabella 5.1) sono indicati i dosaggi dei principali farmaci da utilizzare in alcune situazioni d'emergenza.

COMPLICAZIONE	FARMACO	DOSE
Asistolia	Adrenalina	0,1 ml/kg di 1 in 10.000
Asistolia e fibrillazione ventricolare	Vasopressina	0,8 UI/kg
Fibrillazione atriale	Lidocaina	1-2 mg/kg
Tachiaritmia	Propranololo	0,1 mg/kg
Bradycardia	Glicopirrolato	0,1 mg/kg
Bradycardia e ipersalivazione	Atropina	0,05 – 0,2 mg/kg
Arresto respiratorio	Doxapram	10 mg/kg
Ipotensione	Epinefrina	2 µg/kg/min
Ipotensione	Dopamina	5 e 30 µg/kg/min

Tabella 5.1 – dosaggio dei farmaci di emergenza

Nella gestione dell'ipotensione indotta da isofluorano è stato però notato che l'utilizzo di epinefrina e dopamina non costituisce un trattamento efficace a differenza di altre specie di piccoli animali (Gosliga and Barter, 2015).

### ARRESTO RESPIRATORIO

Se nel momento in cui si verifica un arresto respiratorio l'animale è già intubato, deve essere in primo luogo controllata la pervietà del tracheotubo e se possibile iniziare una IPPV con ossigeno al 100% fino al ripristino della ventilazione spontanea. Nel caso in cui il paziente non sia intubabile può essere ventilato automaticamente o con un pallone AMBU (*Auxiliary Manual Breathing Unit*) utilizzando una maschera facciale molto aderente; compressioni manuali del torace possono favorire lo scambio dei gas.<sup>41</sup>

Per stimolare il centro del respiro a livello encefalico è possibile utilizzare analettici respiratori come il doxapram (alle dosi indicate nella tabella 5.1) per via intravenosa o sublinguale, ottenendo in tal modo un aumento della frequenza e dell'ampiezza respiratoria.<sup>42</sup> Deve essere inoltre interrotta la somministrazione degli agenti anestetici inalatori e, quando possibile, è necessario somministrare gli antagonisti specifici per i farmaci utilizzati in fase di premedicazione e induzione.

### ARRESTO CARDIACO

Oltre alle procedure emergenziali dell'arresto respiratorio, che vanno applicate anche per quello cardiaco, in quest'ultimo caso si devono anche effettuare compressioni cardiache manuali effettuate dall'anestesista comprimendo con pollice e indice il torace a ritmo regolare (circa 100

<sup>41</sup> L'utilizzo della maschera facciale può provocare l'ingresso di aria anche nello stomaco aumentandone le dimensioni.

<sup>42</sup> Usato con cautela perché aumenta la richiesta di ossigeno.

compressioni al minuto).<sup>43</sup> Alla procedura manuale si affianca inoltre la somministrazione di farmaci d'emergenza per via endovenosa; se ciò avviene attraverso una cannula periferica, deve essere seguito da un bolo di cristalloide per garantire che i farmaci entrino nella circolazione centrale.

## CURE POST-OPERATORIE

### Analgesia

Come già notato in precedenza, nel coniglio il dolore è un'importante fonte di stress che si ripercuote sullo stato di salute generale dell'animale; in particolare, lo stress altera l'attività cardiaca e quella gastrointestinale, quest'ultima con effetti gravi come anoressia e riduzione della motilità intestinale. È quindi fondamentale una corretta gestione del dolore a partire dalla fase preoperatoria, impostando una terapia analgesica preventiva basata sull'utilizzo di oppioidi, anestetici locali, ketamina e alfa<sub>2</sub>-agonisti (Hawkins, 2006). Gli oppioidi sono i principali farmaci per la gestione del dolore moderato e grave; nel coniglio i più utilizzati sono buprenorfina, butorfanolo e fentanyl. La buprenorfina è un  $\mu$  agonista parziale a lunga insorgenza che offre una copertura analgesica prolungata (fino a 7 ore dalla somministrazione) e viene utilizzata principalmente in fase di premedicazione e postoperatoria. Il butorfanolo invece è un oppioide agonista-antagonista misto di breve durata (2–4 ore) con effetti sedativi, motivo per cui si usa comunemente in premedicazione. Infine, il fentanyl è un potente  $\mu$  agonista a breve durata (15 min.) il cui uso principale è quello di fornire analgesia intraoperatoria diminuendo in questo modo le dosi di anestetico necessarie; è importante ricordare che questo farmaco induce una minima depressione respiratoria, pertanto può essere necessaria l'IPPV (Wixson and Smiller, 1997). Oltre agli oppioidi ci sono altri farmaci come gli alfa<sub>2</sub>-agonisti e la ketamina, la cui azione principale non è quella di ridurre la percezione del dolore ma che hanno comunque effetti analgesici utili in fase preoperatoria.

Al termine della procedura chirurgica è necessario scegliere un piano farmacologico da protrarre anche nei giorni successivi all'intervento basandosi sull'intensità del dolore e sulla via di

---

<sup>43</sup> Se l'addome è aperto, la compressione diretta può essere eseguita dal chirurgo sul diaframma.

somministrazione. In caso di dolore moderato si possono utilizzare farmaci antinfiammatori non steroidei (FANS), i quali hanno un'azione antinfiammatoria, analgesica e antipiretica a lunga durata; il FANS utilizzato nel coniglio è il meloxicam, ogni 24 ore a 0,5 mg/kg SC (terapie lunghe), oppure ogni 12 ore a 0,2 mg/kg SC (terapie brevi).<sup>44</sup> Invece, in caso di dolore intenso, tramite l'impiego contemporaneo di FANS e oppioidi si ottiene un'azione analgesica ottimale: la sinergia fra le due molecole permette infatti di utilizzare minime dosi di oppioide, riducendo in maniera significativa gli effetti collaterali, quali ad esempio il rallentamento temporaneo del transito gastrointestinale causato da un'unica dose di butorfanolo (5 mg/kg). L'oppioide maggiormente utilizzato insieme ai FANS è il tramadolo, che oltre ad essere un debole agonista  $\mu$ , ha la particolarità di inibire il re-uptake di noradrenalina e serotonina; gli effetti del tramadolo a 10 mg/kg per OS hanno una durata di 8 ore, dopo le quali inizia a decrescere e, al contrario degli altri oppioidi, se utilizzato da solo non comporta effetti collaterali a livello gastroenterico (Deflers et al., 2022).<sup>45</sup>

### Ripresa dello stato di salute nell'animale

Oltre alla riduzione del dolore tramite terapia analgesica, lo scopo della cura postoperatoria è anche quello di riportare il coniglio a uno stato di salute ottimale, il quale è ottenuto attraverso una serie di accorgimenti utili al ritorno di condizioni accettabili dei parametri clinici e comportamentali dell'animale. Anzitutto, a partire dalla fase di risveglio dall'anestetico, è importante garantire un ambiente tranquillo, possibilmente appartato e caldo, monitorando particolarmente la temperatura corporea dell'animale fino a quando questa non rientra nei parametri.<sup>46</sup> Inoltre, durante la fase del risveglio è importante osservare attentamente l'animale, assicurandosi che la somministrazione di liquidi per via intravenosa non sia eccessiva e che le vie respiratorie siano pervie per scongiurare il rischio di soffocamento; se le vie aeree sono occluse il coniglio, anziché tossire o mostrare segni di sforzo, smette di respirare rischiando quindi di morire.

---

<sup>44</sup> In quest'ultimo caso l'efficacia del meloxicam è pari a quella della buprenorfina.

<sup>45</sup> Il tramadolo può essere anche somministrato a 4,4 mg/kg per OS al bisogno o a 4,4 mg/kg IV ogni 24h.

<sup>46</sup> Tra gli strumenti utilizzati per regolare la temperatura corporea del coniglio ci sono tappetini riscaldati, borse d'acqua calda, incubatrici pediatriche e i cuscini termici.

La fase del risveglio è altresì importante poiché si dovrà decidere se è il caso di dimettere oppure ospedalizzare il paziente. In quest'ultimo caso, i motivi principali che indurranno il medico veterinario al ricovero sono:

- terapia procinetica e apporto nutrizionale;
- fluidoterapia intravenosa;
- somministrazione di farmaci (analgesici, antibiotici, procinetici, gocce topiche per occhi/orecchie/naso/bocca);
- pulizia di eventuali ferite;
- limitazione dell'attività motoria in seguito a chirurgia ortopedica;
- fornitura di un giaciglio speciale in pazienti neurologici;
- gestione di bendaggi o medicazione;
- svuotamento della vescica.

Come si può notare, la scelta dipende dalla tipologia dell'intervento chirurgico e del paziente, oltre che dalle attitudini e capacità del proprietario; infatti, qualora sussistano dubbi circa la reale capacità di quest'ultimo di osservare e curare il proprio coniglio, è bene procedere a un'ospedalizzazione preventiva.

Se il periodo di ricovero postoperatorio si protrae a lungo, è consigliabile riporre il paziente all'interno di una gabbia con lettiera e ciotola per l'acqua posta in un'area tranquilla della clinica, abbastanza grande da consentire il movimento dell'animale per monitorarne i parametri comportamentali e il recupero fisico.<sup>47</sup> Di grande beneficio è inoltre la presenza di eventuali compagni con i quali i conigli sono abituati a condividere la propria quotidianità; tuttavia, portare altri animali in clinica ha vantaggi e svantaggi: se da una parte questo favorirà la reintroduzione, tuttavia le femmine possono diventare aggressive dopo giorni in cui non vedono il proprio compagno e sarà quindi il caso di prestare attenzione; inoltre, con due animali nella stessa gabbia è più difficile notare quando il coniglio ha mangiato e bevuto, o distinguere le feci, e pertanto un

---

<sup>47</sup> Se possibile, l'ideale è che nella gabbia il coniglio possa correre. La lettiera è importante per l'osservazione delle feci e dell'urina (aspetto e quantità).

utile compromesso è quello di ricoverare insieme i due conigli solo in alcuni momenti della giornata, separandoli sempre durante la notte.

Un rischio reale per tutti i pazienti che hanno subito un intervento chirurgico è quello della stasi intestinale, che può essere indotta da qualsiasi dolore o stress dal momento che la stimolazione del sistema nervoso simpatico inibisce la motilità intestinale e riduce l'appetito. Se non curata, la stasi intestinale provoca la morte del paziente pochi giorni dopo l'anestesia. I segni clinici che il medico veterinario deve saper riconoscere sono l'anoressia, la ridotta/assente evacuazione fecale, lo stomaco vuoto (sia alla palpazione che alla radiografia), la ridotta quantità di materiale ingerito nel tratto gastrointestinale. L'identificazione della stasi intestinale è importante anche per prevenire ulteriori problemi quali la fermentazione e l'accumulo di gas nel cieco e nel colon prossimale, che causerebbero dolore riducendo ulteriormente la motilità.

Per prevenire la stasi intestinale è fondamentale un corretto supporto nutrizionale in fase postoperatoria; nel caso in cui il coniglio abbia difficoltà ad alimentarsi dopo l'intervento – ad esempio in seguito alla rimozione di un ascesso o l'estrazione di un incisivo – il cibo può essere somministrato direttamente nello stomaco attraverso un sondino alimentare al fine di stimolare la motilità intestinale.<sup>48</sup> L'alimentazione con una siringa è necessaria per tutti i pazienti che non mangiano o hanno difficoltà nel farlo a causa di intervento dentale; è stato riscontrato che miscele di cereali per bambini e cibo in quantità di 10–20 ml/kg per quattro volte al giorno – lasciate opportunamente a sedimentare per dieci minuti per migliorarne la consistenza – risultano particolarmente appetibili e migliorano la motilità intestinale (Harcourt-Brown e Chitty, 2013). In ogni caso il cibo dovrà essere appetibile (fieno, erba fresca, denti di leone, cavoli, cime di carote ecc.).

Sebbene sia raro, nei casi di frattura mandibolare o di danni iatrogeni della cavità orale durante procedure odontoiatriche, sarà necessario procedere con metodi alternativi alla siringa. In questi casi possono essere utilizzati tubi nasogastrici e naso-esofagei, oppure procedere con una esofagostomia. Come si ricava dai nomi stessi, i tubi si inseriscono dal naso passando poi attraverso la faringe e l'esofago; durante questa procedura è molto importante mantenerli in posizione e

---

<sup>48</sup> Questa procedura va tuttavia evitata al termine di un intervento chirurgico per il trattamento di una dilatazione gastrica, poiché il cibo somministrato potrebbe fermentare e causare problemi in presenza di ileo paralitico (Harcourt-Brown 2007a; 2007b).

fissarli alle narici e alla pelle. Lo svantaggio di tale somministrazione risiede nel fatto che essendo il cibo somministrato obbligatoriamente liquido, questo non stimolerà la motilità intestinale essendo così inutile alla prevenzione della stasi; inoltre, la sensibilità della mucosa nasale nei pazienti causa dolore e stress anche dopo la somministrazione di gel anestetici e comporta il rischio di epistassi, motivo per cui è utile procedere previa sedazione. I tubi nasogastrici e naso-faringei comportano infine il rischio di complicazioni iatrogene (polmonite da inalazione, reflusso gastrico, esofagite ecc.) (Powers, 2006).

Vanno da ultimo menzionate le terapie procinetica e antiulcera, la prima indicata nei pazienti che non evacuano feci dure, la seconda in quelli che sviluppano ulcere gastriche. Per la terapia procinetica sono impiegati farmaci quali il domperidone (0,5 mg/kg ogni 12 ore OS), la cisapride (0,5 mg/kg ogni 12 ore OS) e il metoclopramide (0,5 mg/kg ogni 6–8 ore SC). Per quanto riguarda la terapia antiulcera invece, essendo impossibile la diagnosi nel coniglio in vita, si raccomanda di somministrare cimetidina (5-10 mg/kg PO ogni 8-12 ore) sottoforma di sciroppo pediatrico, unitamente alla terapia procinetica nei casi di anoressia (Harcourt-Brown e Chitty, 2013).

### Fluidoterapia

La fluidoterapia consiste nella somministrazione di liquidi per via intravenosa, sottocutanea e orale o tramite catetere intraosseo (femore o tibia) per mantenere la corretta pressione sanguigna e ottimizzare lo stato di idratazione nel paziente sia durante l'anestesia sia nel periodo postoperatorio; sarebbe meglio somministrare liquidi riscaldati alla temperatura corporea dell'animale prevenendo in tal modo la perdita di calore corporeo. In linea generale e così come in tutti gli altri animali, la via intravenosa è quella preferibile; si deve però ricordare che per un coniglio essere collegato a una linea di fluidi costituisce un'importante fonte di stress, pertanto quando la disidratazione non è grave è consigliabile somministrarli per via sottocutanea. La via intraossea è riservata ai casi di emergenza o quando l'accesso intravenoso non è disponibile.

La determinazione dello stato di disidratazione dell'animale va fatta durante la visita pre-anestesiologica, valutando la plica cutanea, l'infossamento degli occhi, il grado di secchezza della cornea e delle mucose. La percentuale giornaliera di mantenimento dei fluidi varia nel coniglio rispetto a quella di cane e gatto, attestandosi a 4 ml/kg/ora o 80–100 ml/kg/24 ore, dosi che andranno aumentate durante intervento chirurgico a 10 ml/kg/ora dal momento che possono

verificarsi perdite di sangue e che alcuni farmaci anestetici possono dare ipotensione (Meredith e Lord, 2013, 116). È accertato che una disidratazione dell'1% richiede 10 ml/kg di fluidi oltre alla somministrazione di quelli di mantenimento; ciò può portare al rischio di un'eccessiva idratazione, motivo per cui è consigliato seguire il seguente protocollo di somministrazione (Giriling, 2003):

- giorno 1: liquidi di mantenimento + 50% del deficit;
- giorno 2: liquidi di mantenimento + 50% del deficit;
- giorno 3: solo liquidi di mantenimento.

Infine, se durante l'intervento ci sono state consistenti perdite ematiche potrà essere richiesta la somministrazione di colloidali, sia da soli che in associazione a cristalloidi (50:50). I cristalloidi o fluidi di sostituzione più utilizzati sono la soluzione salina allo 0,9%, e la soluzione di Ringer lattato, in caso di ipovolemia marcata può essere utilizzata soluzione salina ipertonica al 7,5% (2600 mOsm/l) in boli di 3 ml/kg ogni 5-10 min: l'iperosmolarità determina una rapida espansione del volume intravascolare richiamando fluidi dallo spazio interstiziale e intracellulare nello spazio intravascolare; lo stesso risultato può essere ottenuto somministrando dei colloidali ma il volume necessario è quattro volte superiore. L'aumento della volemia che si ottiene utilizzando una soluzione ipertonica è transitorio (circa 30 min) a causa della rapida redistribuzione dei cationi ed è quindi necessario ricorrere a fluidoterapia con colloidali; ipernatremia, ipercloremia, ipokaliemia e disidratazione sono possibili effetti collaterali da evitare in pazienti disidratati perché il compartimento extravascolare è già depleto (<https://www.vin.com/doc/?id=3862860>).

## CONCLUSIONI

Il coniglio domestico è un animale con caratteristiche comportamentali, fisiologiche e anatomiche che lo rendono significativamente diverso dal cane e dal gatto. In primo luogo, il coniglio è un animale preda ed è quindi molto più sensibile dei carnivori alle situazioni di stress come in caso di dolore o paura. Per un animale di questo tipo può essere pericolosa anche la permanenza nella stessa stanza di un predatore, così come le normali manovre eseguite durante la pratica clinica (contenimento, palpazione, prelievi ematici, ...) possono non essere tollerate. L'azione di mineralcorticoidi e glucocorticoidi sulle principali funzioni vitali può essere tale da provocare la morte dell'animale, questo è ulteriormente aggravato da aspetti anatomo-fisiologici come la particolare fisiologia dell'apparato digerente che si basa sulla cecotrofia e la cui motilità viene compromessa dal rilascio di catecolamine; allo stesso tempo l'attività surrenalica a livello cardiovascolare può portare all'arresto cardiaco e condizioni di stress cronico comportano lo sviluppo di cardiomiopatie. Un'ulteriore limitazione riguarda l'apparato respiratorio che nel coniglio presenta dimensioni ridotte in proporzione alle proprie con un volume tidale di soli 4-6 ml/kg.

Tutte queste caratteristiche si traducono in un rischio anestesiológico maggiore: in un coniglio di classe ASA I o II il tasso di mortalità peri-anestesiologica si assesta attorno allo 0,73% mentre nel cane è dello 0,05% e dello 0,11% nel gatto, dati comunque molto elevati se confrontati con quelli riportati in medicina umana dove il rischio per un paziente della stessa classe ASA è dello 0,0001% e dello 0,015% in quelli di classe ASA V. Paragonando questi dati con un primo studio del 1951 sulla mortalità nella pratica anestesiológica veterinaria – dove i tassi di decesso erano dello 0,26% nei cani, dello 0,36% nei gatti e del 5% nei conigli – possiamo vedere come appunto l'anestesia dei piccoli animali stia diventando progressivamente più sicura, con il contestuale aumento delle conoscenze sulla farmacocinetica e farmacodinamica degli agenti anestetici nel coniglio. Per questo motivo, risulta di fondamentale importanza conoscere e rispettare tutti gli aspetti riguardanti il metabolismo di farmaci anestetici ed analgesici utilizzati nel paziente lagomorfo. In particolare, l'introduzione di un approccio multimodale (associazione di più farmaci anestetici/analgesici a basso dosaggio) ha permesso di ridurre gli effetti collaterali dose-dipendenti.

Con questo lavoro di tesi si è voluto proporre, attraverso una attenta analisi della letteratura scientifica più recente, le varie tecniche di induzione, mantenimento, valutazione pre e post-anestesiologica del coniglio, con particolare attenzione verso procedure o eventi particolarmente stressanti per il paziente.

Si è visto come un'accurata valutazione preanestetica, associata ad un monitoraggio continuo ed efficace, sono da considerarsi parametri essenziali per un'ottimale gestione dei rischi peri-anestesiologici. In particolare, la corretta esecuzione della gestione pre-anestesiologica e la scelta di un protocollo di premedicazione che consenta di ottenere una riduzione dell'effetto delle catecolamine, risulta essere cruciale per una prognosi favorevole.

Altre misure che possono essere adottate per migliorare la sicurezza dell'anestesia includono:

- impegno di un ambiente tranquillo e silenzioso per ridurre il più possibile la condizione di disagio in cui il coniglio si trova durante le procedure pre- e post-anestesiologiche;
- somministrazione di fluidi peri-operatori per prevenire l'ipovolemia;
- monitoraggio costante della temperatura per prevenire l'ipo- o ipertermia;
- intubazione endotracheale o il posizionamento di un dispositivo per le vie aeree sopraglottiche (maschere laringee), che consente inoltre la ventilazione assistita in caso di apnea o depressione respiratoria;
- utilizzo di farmaci antagonizzabili;
- gestione del dolore.

Un aspetto non direttamente legato all'attività del veterinario, ma che presenta comunque un ruolo fondamentale, è quello di educare i proprietari di questi animali affinché vengano abituati alla manipolazione e che per questi soggetti la permanenza in una struttura veterinaria risulti quindi il meno stressante possibile.

In conclusione, possiamo dire che la pratica anestesiologica in questa specie è notevolmente migliorata nell'ultimo ventennio ma i dati a nostra disposizione non sono ancora sufficienti a renderla sicura quanto quella di specie più comuni come cane e gatto; sarebbe quindi auspicabile approfondire ulteriormente numerosi aspetti che riguardano sia la gestione farmacologica che la gestione da un punto di vista clinico del coniglio.

## BIBLIOGRAFIA

- Avanzi, M. (2013) *Diagnosi e Terapia Delle Malattie Degli Animali Esotici*. Milano, Italia: Elsevier.
- Avanzi, M. (2014) *Procedure cliniche e terapeutiche negli animali esotici*. Milano, Italy: Edra.
- Bateman, L., Ludders, J. W., Gleed, R. D. and Erb, H. N. (2005) "Comparison between face-mask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anesthesia," *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. Elsevier BV, 32(5), pp. 280–288. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2005.00169.x>.
- Baumgartner, C. M., Koenighaus, H., Ebner, J. K., Henke, J., Schuster, T. and Erhardt, W. D. (2009) "Cardiovascular effects of fentanyl and propofol on hemodynamic function in rabbits," *American Journal of Veterinary Research*. American Veterinary Medical Association (AVMA), 70(3), pp. 409–417. <https://doi.org/10.2460/ajvr.70.3.409>.
- Bowery, N. G. (2007) "Fentanyl," *xPharm: The Comprehensive Pharmacology Reference*. Elsevier, pp. 1–5. <https://doi.org/10.1016/b978-008055232-3.61745-3>.
- Bradley, M. P., Doering, C. M., Nowland, M. H. and Lester, P. A. (2019) "Intramuscular Administration of Alfaxalone Alone and in Combination for Sedation and Anesthesia of Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*)," *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. American Association for Laboratory Animal Science, 58(2), pp. 216–222. <https://doi.org/10.30802/aalas-jaalas-18-000078>.
- Brodbelt, D. (2009) "Perioperative mortality in small animal anaesthesia," *The Veterinary Journal*. Elsevier BV, 182(2), pp. 152–161. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2008.06.011>.
- Brodbelt, D. C., Blissitt, K. J., Hammond, R. A., Neath, P. J., Young, L. E., Pfeiffer, D. U. and Wood, J. L. N. (2008) "The risk of death: the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities," *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. Elsevier BV, 35(5), pp. 365–373. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2008.00397.x>.
- Bufalari, A. and Lachin, A. (2012) *Anestesia cane gatto e animali non convenzionali*. Milano, Italy: Edra - Masson.
- Cattani, D. and Pelizzone, I. (2015) "Monitoraggio anestesilogico del paziente non convenzionale," *Aivpa Journal - Italian Journal Of Companion Animal Practice*, pp. 7–12.

- Cheeke, P. R. (1987) *Rabbit Feeding and Nutrition*. Academic Press. <https://doi.org/10.1604/9780121706050>.
- Chitty, J. (2007) "Clinical Techniques: The Subarachnoid Space: Its Clinical Relevance in Rabbits," *Journal of Exotic Pet Medicine*. Elsevier BV, 16(3), pp. 179–182. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2007.06.006>.
- Cook, T. and Howes, B. (2011) "Supraglottic airway devices: recent advances," *Continuing Education in Anaesthesia Critical Care & Pain*. Elsevier BV, 11(2), pp. 56–61. <https://doi.org/10.1093/bjaceaccp/mkq058>.
- Crossley, D. A. (2003) "Oral biology and disorders of lagomorphs", *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice* 6(3), 629–659
- Cruz, M., Sacchi, T., Luna, S., Braz, J. and Cassu, R. (2000) "Use of a laryngeal mask for airway maintenance during inhalation anaesthesia in rabbits," *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. Elsevier BV, 27(2), pp. 115–116. <https://doi.org/10.1046/j.1467-2995.2000.00018-5.x>
- Deflers, H., Gandar, F., Bolen, G., Detilleux, J., Sandersen, C. and Marlier, D. (2022) "Effects of a Single Opioid Dose on Gastrointestinal Motility in Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*): Comparisons among Morphine, Butorphanol, and Tramadol," *Veterinary Sciences*. MDPI AG, 9(1), p. 28. <https://doi.org/10.3390/vetsci9010028>.
- Dyson, D., Maxie, M. and Schnurr, D. (1998) "Morbidity and mortality associated with anesthetic management in small animal veterinary practice in Ontario," *Journal of the American Animal Hospital Association*. American Animal Hospital Association, 34(4), pp. 325–335. <https://doi.org/10.5326/15473317-34-4-325>.
- Fusco, A., Douglas, H., Barba, A., Hopster, K., Stefanovski, D., Sinder, B., Cahill, P. J., Snyder, B. and Schaer, T. P. (2021) "V-Gel® Guided Endotracheal Intubation in Rabbits," *Frontiers in Veterinary Science*. Frontiers Media SA, 8. <https://doi.org/10.3389/fvets.2021.684624>.
- Gardhouse, S. and Sanchez, A. (2022) "Rabbit Sedation and Anesthesia," *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. Elsevier BV, 25(1), pp. 181–210. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.012>.
- Giorgi M, Mills PC, Tayari H, et al. (2013) "Plasma concentrations of Tapentadol and clinical evaluations of a combination of tapentadol plus sevoflurane for surgical anaesthesia and analgesia in Rabbits (*Oryctolagus Cuniculus*) undergoing orchiectomy." *Isr J Vet Med*, 68, pp. 141–8.

- Girling, S. J. (2003) *Veterinary Nursing of Exotic Pets*. Oxford, UK: Wiley-Blackwell. <https://doi.org/10.1604/9781405107471>.
- Gosliga, J. M. and Barter, L. S. (2015) "Cardiovascular effects of dopamine hydrochloride and phenylephrine hydrochloride in healthy isoflurane-anesthetized New Zealand White rabbits (*Oryctolagus cuniculus*)," *American Journal of Veterinary Research*. American Veterinary Medical Association (AVMA), 76(2), pp. 116–121. <https://doi.org/10.2460/ajvr.76.2.116>.
- Green, C. J. (1975) "Neuroleptanalgesic drug combinations in the anaesthetic management of small laboratory animals," *Laboratory Animals*. SAGE Publications, 9(3), pp. 161–178. <https://doi.org/10.1258/00236775780994574>.
- Grint, N. J., Sayers, I. R., Cecchi, R., Harley, R. and Day, M. J. (2006) "Postanaesthetic tracheal strictures in three rabbits," *Laboratory Animals*. SAGE Publications, 40(3), pp. 301–308. <https://doi.org/10.1258/002367706777611415>.
- Hall, L. W., Clarke, K. W. and Trim, C. M. (2001) "Anaesthesia of birds, laboratory animals and wild animals," *Veterinary Anaesthesia*. Elsevier, pp. 463–479. <https://doi.org/10.1016/b978-070202035-3.50018-8>.
- Harcourt-Brown, F. and Chitty, J. (2013) *BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging*.
- Harcourt-Brown, F. M. (2007a) "Gastric dilation and intestinal obstruction in 76 rabbits," *Veterinary Record*. Wiley, 161(12), pp. 409–414. <https://doi.org/10.1136/vr.161.12.409>.
- Harcourt-Brown, T. R. (2007) "Management of Acute Gastric Dilation in Rabbits," *Journal of Exotic Pet Medicine*. Elsevier BV, 16(3), pp. 168–174. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2007.06.004>.
- Hartrick, C. T. and Rozek, R. J. (2011) "Tapentadol in Pain Management," *CNS Drugs*. Springer Science and Business Media LLC, 25(5), pp. 359–370. <https://doi.org/10.2165/11589080-000000000-00000>.
- Harvey, L., Knowles, T. and Murison, P. J. (2012) "Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia," *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. Elsevier BV, 39(2), pp. 174–184. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2011.00685.x>.

- Hawkins, M. G. (2006) "The Use of Analgesics in Birds, Reptiles, and Small Exotic Mammals," *Journal of Exotic Pet Medicine*. Elsevier BV, 15(3), pp. 177–192. [HTTPS://doi.org/10.1053/j.jepm.2006.06.004](https://doi.org/10.1053/j.jepm.2006.06.004).
- Jekl, V. (2021) "Respiratory Disorders in Rabbits," *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. Elsevier BV, 24(2), pp. 459–482. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.01.006>.
- Kim, M. S., Jeong, S. M., Park, J. H., Nam, T. C. and SEO, K. M. (2004) "Reversal of Medetomidine-Ketamine Combination Anesthesia in Rabbits by Atipamezole," *Experimental Animals*. Japanese Association for Laboratory Animal Science, 53(5), pp. 423–428. <https://doi.org/10.1538/expanim.53.423>.
- Laber-Laird, K., Swindle, M. and Flecknell, P. (1996) *Handbook of Rodent and Rabbit Medicine*. <https://doi.org/10.1604/9780080425047>.
- Lee, L. Y., Lee, D., Ryu, H., Han, J. H., Ko, J. and Tyler, J. W. (2019) "Capnography-guided Endotracheal Intubation as an Alternative to Existing Intubation Methods in Rabbits," *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. American Association for Laboratory Animal Science, 58(2), pp. 240–245. <https://doi.org/10.30802/aalas-jaalas-17-000150>.
- Longley, L., Fiddes, M. and O'Brien, M. (2008) *Anaesthesia of Exotic Pets*. Saunders. <https://doi.org/10.1604/9780702028885>.
- Manning, P. J., Ringler, D. H. and Newcomer, C. E. (1994) *The Biology of the Laboratory Rabbit*. <https://doi.org/10.1604/9780124692350>.
- Martin-Flores M, Singh B, Walsh CA, et al. (2017) "Effects of buprenorphine, methyl nalbuphine, and their combination on gastrointestinal transit in healthy New Zealand white rabbits". *J Am Assoc Lab Anim Sci*; 56 pp. 155–9.
- Meredith, A. and Lord, B. (2014) *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*. British Small Animal Veterinary.
- O'Malley, B. (2005) *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species, Structure and Function of Mammals, Birds, Reptiles and Amphibians*. Saunders Ltd. <https://doi.org/10.1604/9780702027826>.
- Ott Joslin, J. (2009) "Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals," *Journal of Exotic Pet Medicine*, 18(2), pp. 117–139. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2009.04.002>.

- Pariaut, R. (2009) "Cardiovascular Physiology and Diseases of the Rabbit," *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*. Elsevier BV, 12(1), pp. 135–144. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2008.08.004>.
- Phaneuf, L., Barker, S., Groleau, M. and Turner, P. (2006) "Tracheal injury after endotracheal intubation and anaesthesia in rabbits," *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 45, pp. 67–72.
- Powers, L. V. (2006) "Techniques for Drug Delivery in Small Mammals," *Journal of Exotic Pet Medicine*. Elsevier BV, 15(3), pp. 201–209. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2006.06.006> .
- Santangelo, B., Micieli, F., Mozzillo, T., Reynaud, F., Marino, F., Auletta, L. and Vesce, G. (2016) "Transnasal administration of a combination of dexmedetomidine, midazolam and butorphanol produces deep sedation in New Zealand White rabbits," *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. Elsevier BV, 43(2), pp. 209–214. <https://doi.org/10.1111/vaa.12278> .
- Schroeder CA, Smith LJ. (2011) "Respiratory rates and arterial blood-gas tensions in healthy rabbits given buprenorphine, butorphanol, midazolam, or their combinations." *J Am Assoc Lab Anim Sci*; 50:205–11.
- Shafford HL, Schadt JC. (2008) "Respiratory and cardiovascular effects of buprenorphine in conscious rabbits". *Vet Anaesth Analg*; 35: pp. 326–32.
- Touzot-Jourde, G., Nino, V., & Holopherne-Doran, D. (2015). "Comparison of methadone and morphine sedation and analgesia in the NZW rabbit." In *Journal of veterinary pharmacology and therapeutics*, WILEY-BLACKWELL 38, pp. 70-71
- Van Zeeland, Y., & Schoemaker, N. (2014). Current anaesthetic considerations and techniques in rabbits. *European Journal of Companion Animal Practice* 24 (4), 31-45.
- Varga, M. (2013) *Textbook of Rabbit Medicine*. Butterworth-Heinemann. doi: <https://doi.org/10.1016/C2011-0-05821-0>.
- Varga, M. "Airway Management in the Rabbit." *Journal of Exotic Pet Medicine* 26, no. 1 (January 2017): 29–35. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2016.10.014>.
- Weber HW, Van Der Walt JJ. (1975) Cardiomyopathy in crowded rabbits. *Recent Adv Stud Cardiac Struct Metab.*; 6 pp. 471-7.
- Whipp, B. J. (1987) "The Control of Breathing in Man," *Ergonomics*. Manchester, UK, 31(10), pp. 1491–1491. <https://doi.org/10.1080/00140138808966792> .

- Wixson, S. K. and Smiler, K. L. (1997) "Anesthesia and Analgesia in Rodents," *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. Elsevier, pp. 165–203. <https://doi.org/10.1016/b978-012417570-9/50012-x>.

## SITOGRAFIA

- [https://www.depts.ttu.edu/iacuc/Anesthetics\\_and\\_Analgesics\\_Rabbit.pdf](https://www.depts.ttu.edu/iacuc/Anesthetics_and_Analgesics_Rabbit.pdf)
- <http://thebrc.org>
- <https://www.vin.com/doc/?id=3862860>