

Anestesia nel coniglio



Il coniglio da compagnia risulta talvolta un paziente anestesologico di difficile gestione, con una mortalità sensibilmente superiore rispetto a quella di cane e gatto. Ciò deriva primariamente da caratteristiche anatomico-fisiologiche che favoriscono l'insorgenza di complicazioni, spesso di natura cardiocircolatoria e respiratoria, che possono essere di difficile identificazione e gestione. Inoltre, la valutazione pre-anestesiologica, per quanto accurata, non risulta talvolta efficace nell'identificazione di patologie sottostanti, per lo più subcliniche. La conoscenza delle caratteristiche non solo fisiologiche, ma anche etologiche, è fondamentale, soprattutto per quanto riguarda la gestione dello stress, il quale può determinare ripercussioni durante la procedura stessa e in fase di recupero del paziente. Indipendentemente dal protocollo utilizzato è fondamentale, come per altre specie, applicare i principi di base di anestesia bilanciata, effettuare uno stretto monitoraggio clinico e, dove possibile, strumentale, e identificare precocemente eventuali complicazioni in un paziente dove la tempestività di intervento il più delle volte può fare la differenza.



Giulia Bersanetti*, Med Vet,
M.Sc., Resident ECZM
(Small Mammal)
Centro Veterinario
Specialistico, Roma



Monia Martorelli, Med Vet
Centro Veterinario
Specialistico, Roma

INTRODUZIONE

La detenzione del coniglio (*Oryctolagus cuniculus*) come animale da compagnia è in costante aumento, tanto che nel Regno Unito risulta essere il terzo animale *pet* più diffuso dopo cane e gatto¹. Anche la qualità delle cure richieste dal proprietario è sempre più alta e, per tale motivo, non è raro che questo nuovo animale da compagnia venga sottoposto a procedure eseguite in sedazione o in anestesia generale.

La gestione del coniglio come paziente anestesologico può risultare talvolta complicata. Infatti, è importante tener conto di diversi aspetti specie-specifici di natura biologica, anatomica e fisiologica.

La mortalità perianestesiologica nel coniglio risulta pari a 1,39%, da 5 a 10 volte superiore a quella di cane e gatto, dove è pari rispettivamente a 0,15% e 0,24%. Inoltre, la mortalità nel coniglio sale a 7,37% in pazienti appartenenti alla classe ASA (American Society of An-

esthesiologists) superiore a 3. A differenza di cane e gatto, dove la maggior parte dei decessi in corso di anestesia è associato principalmente a complicanze cardiorespiratorie, nel coniglio, nel 59% dei casi il decesso avviene per cause sconosciute e ciò suggerisce come sia complicato prevenire e talvolta identificare l'origine di eventuali complicazioni in corso di anestesia².

In quanto preda, il coniglio è un paziente particolarmente sensibile allo stress e ciò può favorire, anche durante le normali manipolazioni, il rilascio di catecolamine en-

Il coniglio può risultare un paziente di difficile gestione in corso di anestesia a causa di caratteristiche anatomico-fisiologiche ed etologiche, e con una mortalità dalle 5 alle 10 volte superiore rispetto a quella di cane e gatto.

*Corresponding Author (rigiu2003@libero.it)

Ricevuto: 14/09/2021 - Accettato: 18/10/2021

dogene con sensibilizzazione del miocardio e predisposizione all'insorgenza di aritmie cardiache talvolta fatali. È importante tenerne conto in tutte le fasi di gestione del paziente, dall'ospedalizzazione alla dimissione, garantendo un ambiente tranquillo, non rumoroso e separato rispetto all'ambiente in cui vengono detenuti eventuali predatori (es.: cani, gatti, furetti).

Vi sono poi alcune caratteristiche anatomico-fisiologiche da tenere in considerazione. Come altri piccoli mammiferi, il coniglio presenta un elevato rapporto tra superficie corporea e volume corporeo, il che lo predispone a sviluppare rapidamente ipotermia. Inoltre, è dotato di un metabolismo particolarmente elevato che, in associazione alle limitate riserve di glicogeno, lo predispone allo sviluppo di ipoglicemia e, a causa dell'elevato consumo di ossigeno, di ipossia tissutale a carico degli organi più sensibili³. Il coniglio è un respiratore nasale obbligato, la cavità toracica è di dimensioni ridotte, in particolare in rapporto alla cavità addominale, la respirazione è prevalentemente diaframmatica, la capacità funzionale residua polmonare è inferiore rispetto a quella delle altre specie domestiche e, per una particolare conformazione anatomica del cavo orale e della laringe, l'intubazione orotracheale risulta difficoltosa: tutti questi fattori rendono l'apnea nel coniglio un evento potenzialmente molto rischioso^{4,5}. Inoltre, il cuore presenta una vascolarizzazione coronarica ridotta, e ciò predispone l'insorgenza di ischemia miocardica secondaria a vasocostrizione coronarica⁴.

VALUTAZIONE PRE-ANESTESIOLOGICA

Per effettuare un'accurata valutazione del paziente è importante, prima di tutto, avere un quadro dettagliato della storia clinica tramite un'adeguata raccolta anamnestica. Bisogna tenere conto dello stato generale del paziente, con particolare attenzione ad età, stato di nutrizione e idratazione, con valutazione dell'apparato cardiocircolatorio e respiratorio. La temperatura corporea può fornire importanti informazioni: uno studio del 2016 evi-

Un'accurata valutazione pre-anestesiologica è fondamentale per escludere patologie concomitanti, per lo più subcliniche. Il digiuno prolungato è sconsigliato nel coniglio, ma può essere utile rimuovere il cibo a disposizione fino ad un'ora prima della procedura per garantire una cavità orale libera da residui alimentari.

denza come, al momento dell'ospedalizzazione, per ogni grado centigrado al di sotto dei valori fisiologici, le probabilità di morte raddoppiano⁶. È importante effettuare una valutazione accurata del peso con l'utilizzo di bilance dedicate sufficientemente sensibili, poiché il peso di alcuni pazienti può aggirarsi anche intorno a poche centinaia di grammi. I principali parametri fisiologici del coniglio sono riportati in Tabella 1.

È sempre consigliato, soprattutto in soggetti con scarse condizioni fisiche generali, effettuare una valutazione tramite esame emocromocitometrico, ematobiochimico ed emogasanalisi.

I farmaci più utilizzati in premedicazione sono alfa-2 agonisti, ketamina e benzodiazepine. Indipendentemente dal protocollo impiegato, questa fase deve garantire il minimo stress per il paziente. L'accesso venoso è sempre raccomandato, anche per procedure di breve durata.

È fondamentale avere una conoscenza di base di quelle che sono le più comuni patologie del coniglio. Molte di esse decorrono in maniera subclinica e vengono esacerbate durante la procedura anestesiologica. Tra queste, le più frequenti sono le patologie del tratto respiratorio, spesso associate a infezione da parte di *Pasteurella multocida*, che possono coinvolgere le alte o le basse vie respiratorie, determinando frequentemente la formazione di ascessi polmonari o infezioni del primo tratto respiratorio⁷. La presenza di scolo nasale e rumori respiratori si associa in genere ad un maggior rischio anestesiologico¹. Un'altra condizione subclinica frequente è la malattia renale cronica, che può o meno essere associata a urolitiasi o *sludge* vescicale, e che può essere esacerbata o aggravata dalla procedura anestesiologica⁸, soprattutto in particolari condizioni di emergenza e nei pazienti anziani.

A causa di alcune particolarità anatomiche e fisiologiche, il coniglio non può vomitare, perciò non è necessario impostare un digiuno prima della procedura anestesiologica. È possibile togliere il cibo a disposizione, massimo fino a un'ora prima dell'inizio della procedura, per ridurre la possibilità di avere tracce di cibo in cavità orale al momento dell'intubazione.

Tabella 1 - Parametri biologici e fisiologici del coniglio (*Oryctolagus cuniculus*) (Fisher P, Graham J. Rabbits. In: Carpenter JW, eds. Exotic animal formulary. 5th ed. Elsevier; 2018:494-531)

Peso medio adulto	1-5 kg
Frequenza cardiaca	130-325 bpm
Frequenza respiratoria	30-60 atti/min
Temperatura rettale	38,2-40°C
Volume tidale	4-6 ml/kg
Tempo di transito gastrointestinale	4-5 ore
Vita media	5-6 anni (fino a 15 anni)

Al tempo stesso, il digiuno prolungato è sconsigliato nei piccoli erbivori, e l'ileo post-operatorio è un'altra complicazione riportata in queste specie. Nel coniglio, l'incidenza di complicanze gastroenteriche non fatali nel post-operatorio si aggira attorno al 38%⁹.

È importante quindi favorire l'assunzione di cibo e preservare il transito gastrointestinale, soprattutto attraverso un ottimale controllo del dolore nel periodo peri-operatorio.

ACCESSO VASCOLARE

Ottenere un accesso venoso non è solitamente complicato nel coniglio. Gli accessi più comunemente utilizzati sono la vena marginale dell'orecchio (Figura 1), la vena cefalica (Figura 2) e la vena safena laterale, anche se spesso quest'ultima viene utilizzata per il prelievo ematico. In pazienti molto piccoli in cui non è possibile ottenere un accesso venoso, si può considerare l'inserimento di un catetere intraosseo a livello femorale o tibiale, anche se in genere si tratta di una pratica impiegata in condizioni di emergenza e non per procedure elettive¹⁰.

PREMEDICAZIONE

Gli scopi della premedicazione sono molteplici: ottenere un accesso venoso, facilitare le manipolazioni e il contenimento del paziente, ridurre lo stress ad essi associato, apportare analgesia e ridurre la dose dei farmaci anestetici nelle fasi successive.

Nel coniglio la gestione dello stress è fondamentale per ridurre gli effetti sopra citati ad esso correlati, perciò, quando possibile, è da preferire l'utilizzo di una combinazione di farmaci che garantiscano un buon grado di sedazione, analgesia e miorelaxamento.

Anticolinergici

Gli anticolinergici vengono comunemente impiegati per il trattamento della bradicardia vago-mediata e per ridurre le secrezioni salivari e bronchiali. Il 60% dei conigli presenta elevate concentrazioni plasmatiche di atropinesterasi, con una maggior prevalenza nei soggetti di sesso maschile, le quali possono ridurre l'effetto dell'atropina¹¹. Ciò giustifica l'utilizzo di dosaggi più elevati rispetto a cane e gatto, nonché la somministrazione più ravvicinata di dosi ripetute nel trattamento della bradicardia, quando necessarie, con intervalli di 10-15 minuti¹². Il glicopirrolato ha una durata e un'efficacia maggiore rispetto all'atropina in questa specie, ed è in grado di determinare un aumento della frequenza cardiaca fino a 60 minuti dopo la somministrazione¹³. Ad ogni modo, i parasimpaticolitici possono alterare la motilità gastroenterica, aumentare la viscosità delle secrezioni bronchiali e salivari e determinare effetti cardiocircolatori importanti. Per tale motivo, il loro impiego routinario in fase di premedicazione è sconsigliato nel coniglio.

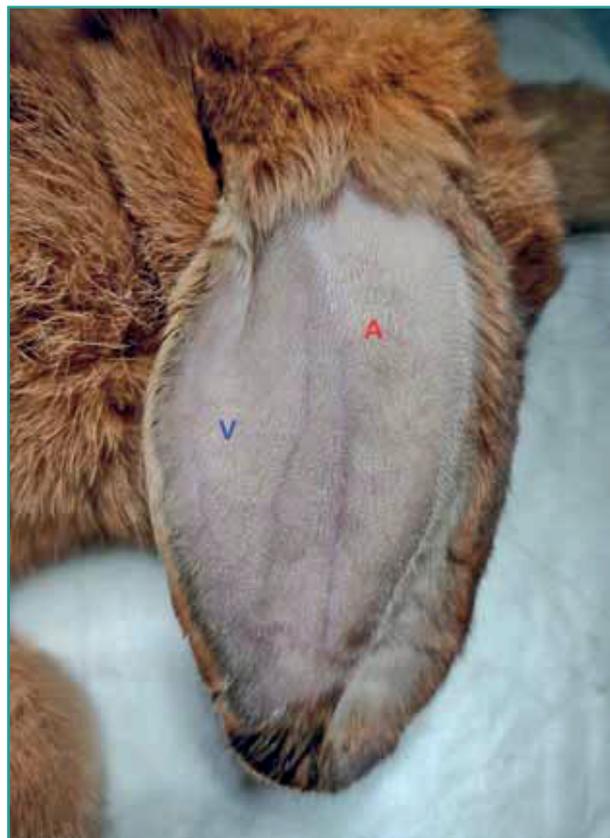


Figura 1 - Accessi vascolari in un orecchio di coniglio. Si distinguono chiaramente la vena marginale dell'orecchio (V) e l'arteria auricolare centrale (A). La prima viene utilizzata per ottenere un accesso vascolare venoso, la seconda per effettuare campionamenti di sangue arterioso per l'esecuzione di emogasanalisi o per ottenere un accesso vascolare arterioso per la misurazione della pressione sanguigna invasiva.

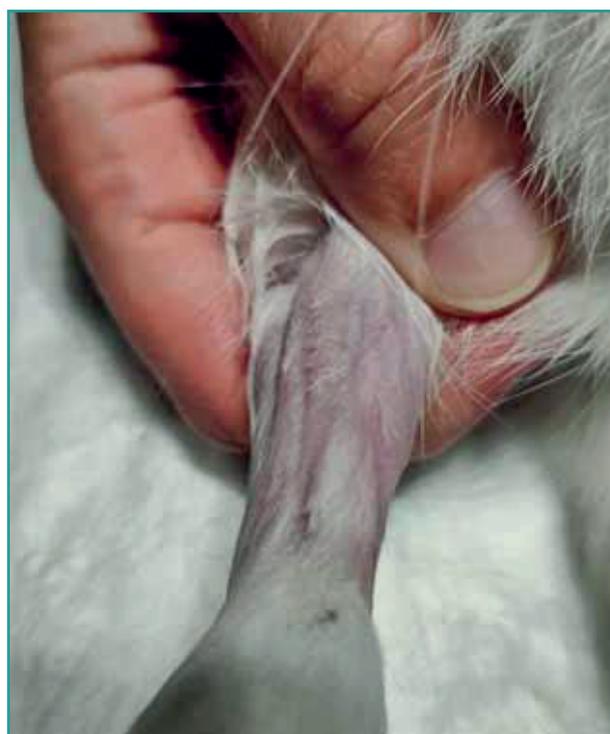


Figura 2 - Vena cefalica in un coniglio.

Alfa-2 agonisti

Gli alfa-2 agonisti, in particolare medetomidina e dexmedetomidina, sono tra gli anestetici sedativi più utilizzati in premedicazione nel coniglio. Hanno effetto sia sedativo che analgesico, e presentano diversi vantaggi: buon grado di sedazione e miorelaxamento, possibilità di annullarne l'effetto tramite la somministrazione di farmaci antagonisti, buon *sparing-effect* nei confronti degli anestetici alogenati, effetto neuroprotettivo e protettivo nei confronti di danni ischemici e ipossici a carico di diversi organi¹⁴. Nel coniglio, in particolare, la dexmedetomidina sembra avere un effetto protettivo nei confronti del tessuto renale, intestinale e miocardico in corso di danno da ischemia-riperfusion in modelli sperimentali^{15,16}.

Al tempo stesso, questi farmaci possono avere effetti cardiocircolatori dose-dipendenti quali: blocchi atrio-ventricolari di II grado, riduzione del *cardiac output*, bradiaritmie e aumento delle resistenze periferiche. Nel coniglio, l'aumento delle resistenze periferiche vascolari permane in corso di infusione continua con dexmedetomidina¹⁷. L'utilizzo degli alfa-2 agonisti è consigliato in associazione con altre classi di anestetici, come benzodiazepine, ketamina e oppioidi, al fine di ridurre il dosaggio e i relativi effetti avversi.

I farmaci più utilizzati in premedicazione sono alfa-2 agonisti, ketamina e benzodiazepine. Indipendentemente dal protocollo impiegato, questa fase deve garantire il minimo stress per il paziente. L'accesso venoso è sempre raccomandato, anche per procedure di breve durata.

Benzodiazepine

Le benzodiazepine hanno un buon effetto sedativo e miorelaxante al fronte di minimi effetti cardiocircolatori e respiratori. In genere, se impiegate da sole, non determinano un grado di sedazione elevato, cosa che avviene invece se utilizzate in associazione con altri sedativi o oppioidi^{18,19}. Al tempo stesso, non hanno alcun effetto analgesico, perciò è importante associarne l'utilizzo ad altri farmaci ad effetto analgesico, qualora necessario. Il diazepam può essere somministrato per via orale o endovenosa, mentre la somministrazione per via intramuscolare è sconsigliata a causa della sua elevata osmolarità. Il midazolam invece, in virtù di una maggior idrosolubilità, può essere somministrato anche per via intramuscolare o sottocutanea. Un ulteriore vantaggio delle benzodiazepine è la possibilità di annullarne l'effetto tramite la somministrazione di un antagonista, il flumazenil.

Ketamina

Diffusamente impiegata in fase di premedicazione, può essere utilizzata anche come agente di in-

duzione. Determina un buon grado di sedazione, apporta analgesia ma si associa a scarso miorelaxamento. Tra gli svantaggi associati al suo utilizzo si riconoscono effetti cardiocircolatori, aumento delle secrezioni e respirazione apneustica. Inoltre, in alcune specie come il gatto, la ketamina viene normalmente metabolizzata in norketamina, metabolita che conserva il 35% dell'attività farmacologica del precursore e che viene escreto per via renale, e ciò può determinare un risveglio prolungato in pazienti affetti da patologie renali.

Nel coniglio la norketamina viene a sua volta metabolizzata in diidronorketamina e idrossinorketamina, farmacologicamente inattivi, motivo per cui questo fenomeno è meno importante, ma in corso di insufficienza renale è stata osservata comunque un'alterazione dell'escrezione renale di questi ultimi due. Perciò, per quanto inattivi, alcuni autori sconsigliano comunque l'impiego della ketamina in corso di malattia renale anche nel coniglio^{18,20}.

INDUZIONE

L'induzione nel coniglio può essere effettuata tramite l'utilizzo di agenti inalatori o iniettabili. È una fase che, come nelle precedenti, deve garantire il minimo stress necessario, e per questo motivo in questa specie è preferibile l'impiego di agenti iniettabili. Infatti, l'induzione per via inalatoria, con maschera o con camera di induzione, può risultare molto stressante, soprattutto in animali scarsamente premedicati, tanto da determinare rischiose fasi di apnea, bradicardia, ipercapnia e acidosi²¹. Ad ogni modo, quando non è possibile utilizzare agenti iniettabili, il sevoflurano è da preferire all'isoflurano dato il suo minor coefficiente di ripartizione sangue-gas che si traduce in un'induzione più rapida, nonché per il suo odore meno pungente.

L'agente di induzione iniettabile più utilizzato nel coniglio è il propofol, il quale si associa ad effetti cardiocircolatori e respiratori dose-dipendenti e che possono essere ridotti tramite somministrazione lenta. Inoltre, può indurre apnea transitoria, e per tale motivo è importante avere confidenza con l'intubazione endotracheale quando si decide di utilizzarlo.

Recentemente registrato anche per il coniglio, l'alfaxalone costituisce un'alternativa al propofol come agente di induzione. Il vantaggio di questo anestetico è che, a differenza del propofol, può essere somministrato per via intramuscolare, ed essere così impiegato in premedicazione. Anche l'alfaxalone si associa a depressione re-

In fase di induzione sono da preferirsi anestetici iniettabili per ridurre lo stress ed evitare rischiosi episodi di apnea associati all'impiego di anestetici inalatori.

spiratoria dose-dipendente e apnea, per cui valgono le stesse indicazioni del propofol.

Al momento non sono presenti studi che confrontino gli effetti cardio-respiratori di questi due anestetici del coniglio. In una *short communication* del 2012 si riporta come entrambi determinino riduzione della frequenza cardiaca e respiratoria, seppur mantenendola all'interno dei *range* di normalità, ma senza differenze significative. Inoltre, l'alfaxalone sembra avere maggiori effetti rispetto al propofol sulla funzionalità surrenalica in termini di secrezione di glucocorticoidi²².

È descritto anche l'utilizzo dell'associazione in somministrazione unica di ketamina e propofol (*ketofol*) in fase di induzione nel coniglio. In animali non premedicati questa miscela determina un effetto dose dipendente, associato a buona stabilità emodinamica ma anche a fenomeni di apnea e fasi di ipossiemia quando si utilizzano dosaggi elevati, motivo per cui gli autori suggeriscono di pre-ossigenare il paziente quando si utilizza questa associazione²³.

Date le caratteristiche anatomico-fisiologiche descritte nel coniglio, e dati gli effetti associati agli anestetici impiegati per l'induzione, inalatoria o iniettabile, la pre-ossigenazione è sempre consigliata prima dell'induzione dell'anestesia generale nel coniglio, soprattutto in soggetti con patologie dell'apparato respiratorio.

INTUBAZIONE

Come per le altre specie, nel coniglio l'intubazione è una procedura indicata per stabilire il controllo delle vie aeree e garantire l'efficace somministrazione di gas alogenati e ossigeno e la rimozione dell'anidride carbonica. Tuttavia, data la particolare suscettibilità di questa specie all'ipossiemia, avere la possibilità di ventilare attivamente il paziente e prevenire fasi di apnea diventa fondamentale.

Quella che normalmente è una procedura relativamente semplice nel cane e nel gatto, non risulta però tale nel coniglio, tanto da essere descritta in letteratura veterinaria come tecnicamente complessa a causa di alcune particolarità anatomiche e fisiologiche di specie: l'accesso alla cavità orale è limitato dalla scarsa escursione mandibolare e dalla presenza degli ampi incisivi, la lingua diventa più spessa nella sua parte aborale, l'epiglottide è sita in profondità nella cavità orofaringea ed è coperta dal palato molle, che si posiziona ventralmente ad essa ed impedisce di fatto la comunicazione tra orofaringe e laringe. Questa caratteristica è tipica dei mammiferi respiratori nasali obbligati, quali appunto il

coniglio ed il cavallo. Un'altra caratteristica dei lagomorfi è l'insorgenza di spasmo laringeo durante i tentativi di intubazione, che non solo aumenta la difficoltà di intubazione, ma può determinare apnea e bradicardia vagomediata che possono risultare fatali per il paziente. In quest'ottica, risulta fondamentale un adeguato piano di anestesia²⁴ e l'utilizzo di anestetici locali a rapido *onset* e breve durata d'azione (come la lidocaina) somministrati localmente sulle aritenoidi.

In media, le dimensioni della trachea di un coniglio di peso compreso tra 2,3 e 5 kg sono di 5,81 mm ventralmente e dorsalmente e di 5,41 mm lateralmente a livello della cartilagine cricoidea²⁵. Generalmente, pertanto, vengono utilizzati tracheotubi non cuffiati di diametro compreso tra 2,5 e 3,5 mm. L'utilizzo di tracheotubi cuffiati è sconsigliato in questa specie in luce della maggiore suscettibilità alle lesioni tracheali indotte dalla pressione della cuffia²⁶, che vanno dall'erosione mucosale non sintomatica²⁷ alla necrosi e stenosi post intubazione nei casi più gravi²⁸.

Diversi approcci sono stati descritti nel tentativo di facilitare l'intubazione orotracheale nel coniglio. L'approccio alla cieca, frequentemente utilizzato nella pratica clinica, è stato descritto per la prima volta negli anni '80 e perfezionato nel corso degli anni²⁹⁻³¹. La tecnica consiste nel posizionare il paziente in decubito sternale, mantenendo la testa iperestesa sul collo così da rendere il più possibile rettilineo l'angolo tra la cavità orale e il laringe. La lingua viene esteriorizzata e il tracheotubo viene inserito dietro gli incisivi e sospinto gentilmente verso il laringe. Il corretto posizionamento è ottenuto tramite l'ascolto dei rumori respiratori veicolati attraverso il tracheotubo³² o l'appannamento dello stesso provocato dal respiro³³. Le limitazioni di questa tecnica sono date dall'impossibilità di gestire eventuali alterazioni anatomiche (ad esempio la presenza di ascessi del cavo orale) ed il rischio di sospingere residui di cibo all'interno della trachea. Inoltre, non è possibile utilizzare questa tecnica per eseguire

una intubazione di emergenza in un paziente in apnea.

Gli approcci sotto visualizzazione possono essere suddivisi in visione diretta o indiretta. Nel primo caso, il laringe viene visualizzato

parzialmente tramite l'utilizzo di un otoscopio³⁴. In questo caso, dato lo scarso spazio di manovra, un mandrino semirigido viene inserito in trachea così da fungere da guida su cui far scorrere successivamente il tracheotubo. Durante l'intubazione sotto visione indiretta, la procedura viene eseguita con l'ausilio di un endoscopio rigido o di un fibroendoscopio³⁵ che fungono essi stessi

L'intubazione orotracheale nel coniglio è descritta come tecnicamente complessa. Può essere effettuata alla cieca o su visualizzazione diretta dell'adito laringeo. Ad ora non esiste una tecnica considerata *gold standard*, la migliore è quella con cui l'operatore ha più confidenza.



Video 1:
Intubazione orotracheale sotto visione indiretta tramite endoscopio rigido. Il tubo endotracheale viene posizionato al di sopra dell'ottica. Il paziente viene posizionato in decubito sternale e la testa viene iperestesa lungo il collo.
<https://www.scivac.it/it/v/22207/1>



Video 2:
Intubazione orotracheale sotto visione indiretta tramite endoscopio rigido. Una volta visualizzato l'adito laringeo, l'ottica dell'endoscopio viene impiegata come guida per inserire il tubo endotracheale in trachea.
<https://www.scivac.it/it/v/22207/2>

da mandrino in quanto il tracheotubo viene inserito sull'ottica (video 1, video 2). Una volta superato l'adito laringeo sotto visione endoscopica, il tracheotubo viene fatto avanzare mentre lo strumento viene represso. I principali vantaggi dell'intubazione sotto visione diretta stanno nella possibilità di gestire eventuali alterazioni anatomiche, di valutare l'eventuale presenza di spasmo laringeo e di trattarlo (Figura 3), di vedere e rimuovere eventuali residui di cibo dal cavo orale prima di procedere all'intubazione (Figura 4). È inoltre possibile intubare un paziente in apnea per poter instaurare rapidamente la ventilazione meccanica. Recentemente, è stato proposto l'uti-

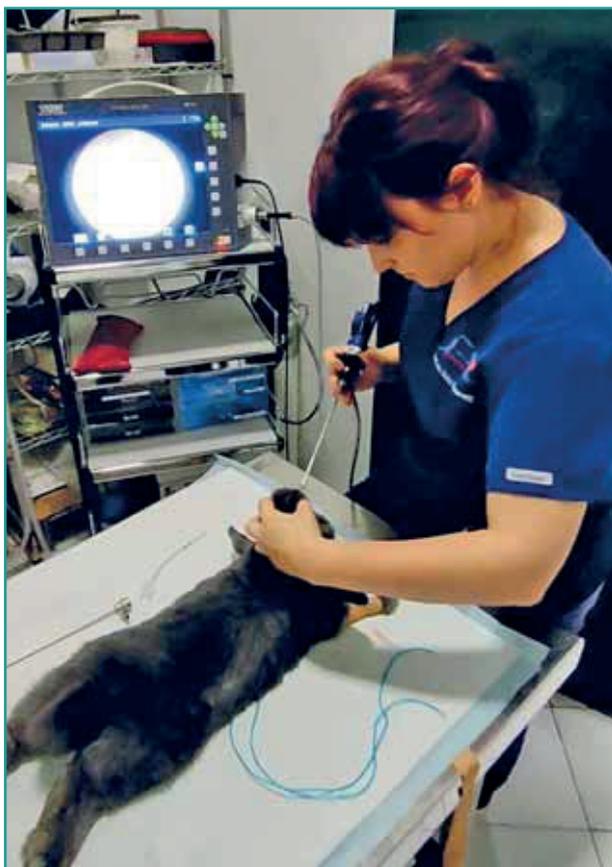


Figura 3 - Intubazione orotracheale tramite endoscopio rigido. Il coniglio viene posto in decubito sternale, la testa estesa lungo il collo per facilitare la visualizzazione dell'adito laringeo posto in profondità. Il tubo endotracheale viene inserito direttamente sull'ottica, dopo aver rimosso la camicia protettiva, ed essa fungerà da guida per l'inserimento del tubo all'interno della trachea. Una volta superato l'adito laringeo, il tubo viene fatto avanzare all'interno del lume tracheale, mentre l'ottica viene rimossa.

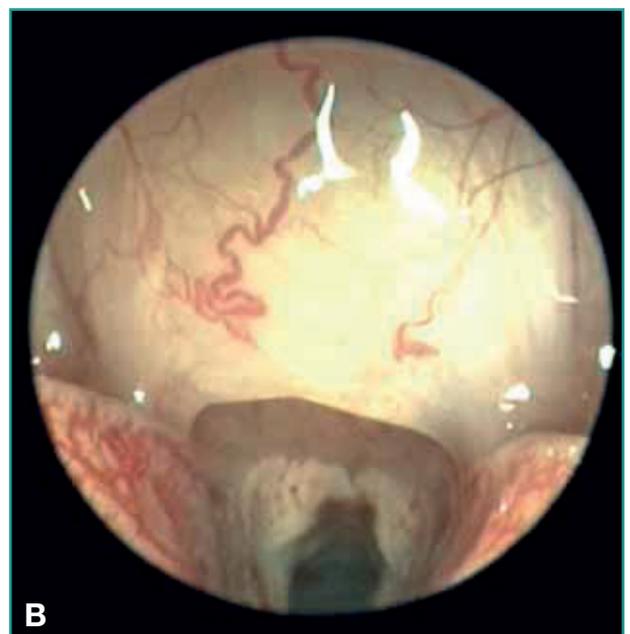
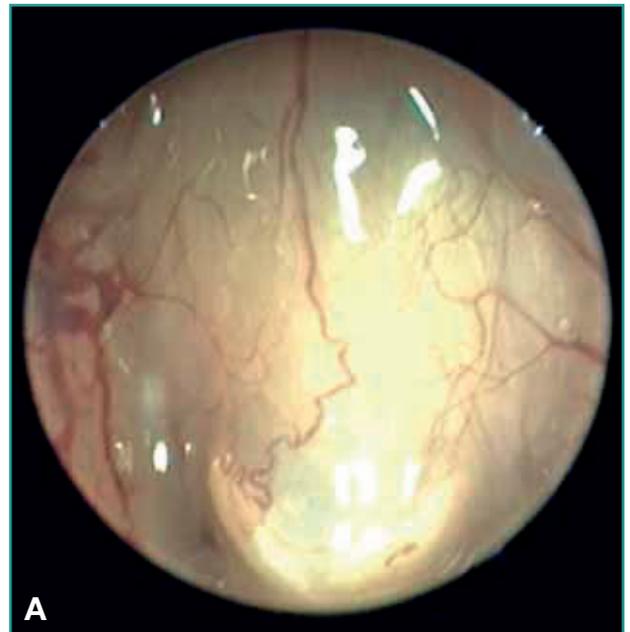


Figura 4 - Visualizzazione dell'adito laringeo di un coniglio in corso di intubazione orotracheale tramite endoscopio rigido: (A) incarceration dell'epiglottide sul palato molle, condizione fisiologica talvolta riscontrata in corso di intubazione orotracheale. In tal caso è possibile favorire la discesa dell'epiglottide sfiorando delicatamente, ma con decisione, il velo del palato molle. Successivamente sarà possibile visualizzare direttamente l'adito laringeo, in particolare le cartilagini aritenoidi e l'ingresso del lume tracheale (B).

lizzo di un endoscopio portatile connesso a smartphone per assistere all'intubazione. In questo caso, il tracheotubo viene introdotto nel cavo orale accanto all'ottica. Nello studio di Saldanha e colleghi³⁶, uno degli effetti collaterali riportati di questa manualità è la transitoria cianosi della lingua a causa della compressione esercitata dallo strumento in circa un terzo degli animali intubati con questa tecnica (6 su 17).

Gli alogenati sono gli anestetici più frequentemente utilizzati per il mantenimento dell'anestesia generale nel coniglio, ma in letteratura sono descritti anche protocolli in TIVA. Durante il risveglio è fondamentale garantire un ambiente silenzioso, tranquillo e riscaldato, poiché frequentemente il coniglio sviluppa ipotermia in quest'ultima fase.

L'utilizzo di maschere laringee è stato proposto nel coniglio all'inizio degli anni 2000 per garantire la possibilità di ventilare in modo efficace i pazienti garantendo una relativa semplicità di posizionamento e riducendo il rischio di lesioni tracheali^{37,38}. L'inserimento avviene infatti alla cieca e l'estremità distale della maschera si posiziona attorno al laringe. I primi modelli utilizzati e mutuati dall'anestesiologia umana erano dotati di una cuffia che, una volta insufflata, sigillava il laringe. Tuttavia, nel coniglio, questo determinava cianosi ed edema della lingua da compressione, mentre una mancata insufflazione della cuffia determinava passaggio di gas e alogenati in esofago e stomaco con conseguente timpanismo e ileo³⁹. Questi effetti collaterali sono stati superati con l'introduzione di maschere V-gel dedicate prive di cuffia.

L'intubazione naso-tracheale⁴⁰ e la tracheostomia sono approcci scarsamente utilizzati nella pratica clinica. Nel primo caso, infatti, è necessaria la somministrazione di elevati flussi di ossigeno ed è riportato il rischio di sospingere dei patogeni presenti nelle vie aeree superiori (e.s. *Pasteurella multocida*) in trachea, causando una contaminazione dell'albero respiratorio e dei polmoni⁴¹. La tracheostomia è una tecnica particolarmente invasiva che andrebbe riservata a situazioni di emergenza qualora non fosse disponibile un altro metodo di intubazione o in casi di ostruzione laringea.

Ad oggi, nessuno dei metodi sin qui descritti si è affermato come *gold standard* nell'intubazione del coniglio e dallo studio della letteratura emerge che la tecnica migliore appare quella con cui l'operatore ha maggiore esperienza.

MANTENIMENTO

Gli anestetici inalatori sono quelli maggiormente utilizzati per il mantenimento dell'anestesia generale nel coniglio,

poiché conservano diversi vantaggi, tra cui la possibilità di variare rapidamente il piano anestesilogico ed un minimo metabolismo epatico e renale con eliminazione prevalentemente attraverso l'*expirium*. Conservano al tempo stesso effetti cardiocircolatori e respiratori dose-dipendenti, che possono essere ridotti tramite un loro impiego nell'ambito di un'anestesia bilanciata.

Nel coniglio sono state valutate diverse opzioni per il mantenimento dell'anestesia generale in infusione continua nell'ambito di una TIVA (*Total Intravenous Anesthesia*) o in associazione con anestetici inalatori⁴²⁻⁴⁴. Per esempio, l'impiego di ketamina in infusione continua sembra avere un buon effetto analgesico al fronte di una minima depressione respiratoria ed un buon *sparing effect* sulla MAC (*Minimum Anesthetic Concentration*) dell'isoflurano^{3,45}.

RISVEGLIO

Il risveglio è un momento molto delicato nel coniglio, e in questa fase è importante garantire un ambiente silenzioso, tranquillo e lontano da stimoli stressogeni. È inoltre consigliato porre il paziente in ambiente riscaldato, poiché sia durante l'anestesia che in fase di risveglio si verifica un calo della temperatura corporea che può avere diversi effetti negativi, tra cui un prolungamento del risveglio stesso.

MONITORAGGIO

Il monitoraggio del coniglio può talvolta risultare difficoltoso, a causa delle ridotte dimensioni del paziente rispetto a cane e gatto. In generale, è molto importante effettuare un monitoraggio molto stretto in tutte le fasi della procedura anestesilogica, poiché le complicazioni spesso si manifestano in modo estremamente rapido e improvviso, e la velocità di intervento diventa cruciale³. Si distinguono un monitoraggio di tipo clinico e di tipo strumentale.

Un attento monitoraggio è fondamentale in tutte le fasi dell'anestesia, poiché in caso di complicazioni il tempo di intervento può essere determinante. Il monitoraggio clinico di base è sempre raccomandato, il monitoraggio strumentale è consigliato, dove possibile, nonostante alcune limitazioni legate alle piccole dimensioni del paziente.

Il monitoraggio clinico di base, che non richiede l'impiego di particolari strumentazioni, comprende:

- Attività respiratoria e frequenza respiratoria, tramite valutazione dei movimenti toracici.
- Attività cardiaca, tramite palpazione dell'itto cardiaco o del polso periferico, che nel coniglio può essere apprezzato a livello di arteria auricolare centrale.

- Colore delle mucose.
- Grado di miorelaxamento e valutazione dei riflessi palpebrale e corneale, che forniscono informazioni sul piano anestesilogico.

Il monitoraggio strumentale, o avanzato, comprende invece:

- Temperatura corporea: valutata tramite termometro digitale o sonda rettale o esofagea.
- Elettrocardiografia: utile per monitorare in modo continuativo la frequenza cardiaca e l'attività elettrica del cuore. Considerando il peso medio del paziente, è necessario utilizzare un setting adatto alle sue ridotte dimensioni e che consenta di visualizzare in maniera completa il tracciato elettrocardiografico, quando possibile.
- Pulsossimetria: i punti preferenziali per l'applicazione del pulsossimetro nel coniglio sono la lingua, l'orecchio, le dita, la vulva o il prepuzio e la base della coda. Alcuni autori suggeriscono che l'applicazione a livello digitale e alla base della coda possano risultare più efficaci, forse a causa della compressione che viene ad essere effettuata sulla vascolarizzazione auricolare e linguale⁸.
- Capnografia: quando viene effettuata l'intubazione endotracheale, la valutazione della capnografia può costituire un importante monitoraggio, primariamente sulla funzionalità respiratoria del paziente e, secondariamente, sul suo stato cardiocircolatorio, sul corretto posizionamento del tubo endotracheale ed eventuali problematiche ad esso correlate, e sul funzionamento dell'apparecchio anestesilogico⁴⁶. Date le ridotte dimensioni del paziente, è consigliato l'impiego di sistemi side-stream, poiché i sistemi main-stream tendono ad essere particolarmente ingombranti, aumentando il rischio di estubazione accidentale quando connessi al paziente, e costituiscono una fonte di spazio morto⁸.
- Pressione sanguigna: in uno studio è stato osservato come il 92% dei conigli presenti una pressione sistolica e media rispettivamente pari a 80 mmHg e 60 mmHg in corso di anestesia generale per procedure elettive⁴⁷. Tale parametro risulta spesso un punto critico nel monitoraggio avanzato a causa delle ridotte dimensioni del paziente rapportate ai sistemi di monitoraggio disponibili in medicina veterinaria. Esistono diverse metodiche applicabili nel coniglio:



Video 3:
Utilizzo di un sistema per la misurazione della pressione sanguigna invasiva nel coniglio. L'inserimento del catetere arterioso avviene all'interno dell'arteria auricolare centrale. Tale metodica rappresenta il gold standard per la misurazione della pressione ematica nel coniglio.

<https://www.scivac.it/it/v/22207/3>

- Pressione sanguigna invasiva: si effettua tramite l'inserimento di un catetere vascolare nell'arteria auricolare centrale, e costituisce il *gold standard*, ma richiede l'utilizzo di una strumentazione specifica, non sempre accessibile (video 3).
- Sonda doppler: può essere posizionata a livello di arteria carpale, femorale o auricolare centrale, e consente di valutare primariamente l'attività e la frequenza cardiaca. In uno studio effettuato in conigli posti in anestesia generale la misurazione della pressione sistolica con doppler valutata a livello di branca carpale dell'arteria radiale risulta essere sovrapponibile alla pressione sistolica valutata tramite metodo invasivo a livello di arteria auricolare centrale⁴⁷.
- Sistema oscillometrico: quando confrontata con metodi invasivi, la misurazione tramite questo metodo risulta essere più attendibile se effettuata a livello di arto anteriore rispetto all'arto posteriore, e la buona correlazione tra i due metodi permane solo con valori di pressione sanguigna bassi o normali⁴⁸. Un nuovo apparecchio oscillometrico è stato testato nel coniglio, e anche se sembra sovrastimare la valutazione di questo parametro, soprattutto alti valori di pressione arteriosa, la sensibilità nell'identificare valori di pressione arteriosa media al di sotto di 65 mmHg è pari al 92%⁴⁹.

CONCLUSIONI

Durante la gestione perianestesilogica del coniglio è importante tener conto delle caratteristiche anatomico-fisiologiche e delle esigenze specie-specifiche di questo paziente, partendo da un'accurata valutazione pre-anestesilogica, garantendo un'ottimale gestione dello stress in tutte le fasi dell'anestesia e applicando, come in specie più comuni, i principi di base di anestesia bilanciata. Inoltre, un attento monitoraggio, clinico e strumentale, risulta indispensabile per ridurre al minimo il rischio anestesilogico e identificare eventuali complicazioni, spesso fatali.

PUNTI CHIAVE

- Il coniglio può essere un paziente di difficile gestione in anestesia, con un'elevata mortalità, tendenza all'ipotermia, all'ipoglicemia e particolarmente sensibile allo stress, il quale può incidere negativamente in tutto il periodo perianestesiológico.
- La conoscenza delle caratteristiche anatomico-fisiologiche ed etologiche della specie è fondamentale nella gestione del coniglio in tutte le fasi dell'anestesia. Molte patologie hanno decorso subclinico, pertanto un'attenta valutazione preanestesiológica, accompagnata da eventuali approfondimenti diagnostici, è sempre raccomandata.
- Alcune caratteristiche anatomiche e fisiologiche del coniglio rendono l'apnea un evento potenzialmente molto pericoloso nel coniglio. Al tempo stesso, per la particolare conformazione anatomica delle prime vie respiratorie, l'intubazione orotracheale può risultare complessa. Per tali motivi, il controllo e la gestione delle vie respiratorie sono sempre raccomandati in anestesia generale per questa specie.
- Il monitoraggio costituisce un altro punto critico nell'anestesia del coniglio, date le ridotte dimensioni del paziente in confronto ai dispositivi solitamente disponibili in anestesia veterinaria. Ad ogni modo non bisogna trascurare uno stretto e attento monitoraggio clinico che può talvolta risultare cruciale per individuare l'insorgenza di complicazioni.

Anesthesia in rabbits

Summary

Rabbits are reported to have a higher anaesthesiologic risk in terms of morbidity and mortality compared with dogs and cats. This is related to anatomical and physiological features that could increase respiratory and cardiovascular complications. Furthermore, in this species some sub-clinical pathologic conditions could undergo unnoticed even to an accurate preoperative examination and stress-related behavioural changes are likely to affect the postoperative outcome. Thus, correct perioperative management according to the species-specific needs is mandatory, as well as close perioperative monitoring of the patient for early identification and rapid correction of possible complications. In addition, regardless of the anaesthetic protocol chosen, balanced anaesthesia and analgesia should be performed in order to reach the desired anaesthetic plane with a reduction of side effects.

BIBLIOGRAFIA

1. Wenger S. Anaesthesia and Analgesia in Rabbits and Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine* 21:7-16, 2012.
2. Brodbelt DC, Blissitt KJ, Hammond RA, *et al.* The risk of death: the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 35(5):365-373, 2008.
3. Hawkins MG, Pascoe PJ. Anaesthesia, analgesia and sedation of small mammals. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C *et al.* eds. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4th ed. Elsevier; 2021, pp. 536-558.
4. Donnelly TM, Vella D. Basic Anatomy, Physiology and Husbandry of Rabbits. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, *et al.* eds. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4th ed., 2021, pp. 131-149.
5. Perkowski SZ, Oyama MA. Physiology, Pathophysiology and Anaesthetic Management of Patients with Respiratory Disease. In: Grimm CA, Lamont LA, Tranquilli WJ, *et al.* eds. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia - The Fifth Edition of Lumb and Jones*. 5th ed.; 2015, pp. 96-555.
6. Di Girolamo N, Toth G, Selleri P. Prognostic value of rectal temperature at hospital admission in client-owned rabbits. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 248:288-297, 2016.
7. Hedley J. Respiratory disease. In: Meredith A, Lord B, eds. *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*. 1st ed. British Small Animal Veterinary Association, 2014, pp.160-167.
8. Scarabelli S, Nardini G. Basic principles of anaesthesia of small mammals: part 1. *Companion Animal* 24:271-276, 2019.
9. Lee HW, Machin H, Adami C. Peri-anaesthetic mortality and non-fatal gastrointestinal complications in pet rabbits: a retrospective study on 210 cases. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 45:520-528, 2018.
10. Richardson J, Keeble E. Physical examination and clinical techniques. In: Meredith A, Lord B, eds. *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*. 1st ed. British Small Animal Veterinary Association, 2014, pp. 80-107.
11. Liebenberg SP, Linn JM. Seasonal and sexual influences on rabbit atropinesterase. *Laboratory Animals* 14:297-300, 1980.
12. Harrison PK, Tattersall JEH, Gosden E. The presence of atropinesterase activity in animal plasma. *Naunyn-Schmiedeberg's Archives of Pharmacology* 373:230-236, 2006.
13. Olson ME, Vizzutti D, Morck DW, *et al.* The parasympholytic effects of atropine sulfate and glycopyrrolate in rats and rabbits. *Canadian Journal of Veterinary Research*. 58:254-258, 1994.
14. Mahmoud M, Mason KP. Dexmedetomidine: Review, update, and future considerations of paediatric perioperative and periprocedural applications and limitations. *British Journal of Anaesthesia*. 115:171-182, 2015.
15. Ren J, Li C, Liu Y, *et al.* Protective effect of dexmedetomidine against myocardial ischemia-reperfusion injury in rabbits. *Acta Cirúrgica Brasileira* 33:22-30, 2018.
16. Kiliç K, Hanci V, Selek Ş, *et al.* The effects of dexmedetomidine on mesenteric arterial occlusion-associated gut ischemia and reperfusion-induced gut and kidney injury in rabbits. *Journal of Surgical Research* 178:223-232, 2012.

17. Sazuka S, Matsuura N, Ichinohe T. Dexmedetomidine dose dependently decreases oral tissue blood flow during sevoflurane and propofol anaesthesia in rabbits. *Journal of Oral and Maxillofacial Surgery* 70:1808-1814, 2012.
18. Scarabelli S, Nardini G. Basic principles of anaesthesia of small mammals: part 2. *Companion Animals* 25:1-8, 2020.
19. Hawkins MG, Pascoe PJ. Anaesthesia, analgesia and sedation of Small Mammals. In: Quesenberry KE, Orcutt CJ, Mans C, *et al.* eds. *Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery*. 4th ed. Elsevier; 2021, pp. 536-558.
20. Pedraz JL, Lanao JM, Dominguez-Gil A. Kinetics of ketamine and its metabolites in rabbits with normal and impaired renal function. *European Journal of Drug Metabolism and Pharmacokinetics* 10:33-39, 1985.
21. Flecknell PA, Roughan J V, Hedenqvist P. Induction of anaesthesia with sevoflurane and isoflurane in the rabbit. *Laboratory Animals* 33:41-4, 1999.
22. Gil AG, Silván G, Villa A, *et al.* Heart and respiratory rates and adrenal response to propofol or alfaxalone in rabbits. *Veterinary Record* 170, 2012.
23. Santos M, Viñuela A, Vela AA, *et al.* Single-syringe ketamine-propofol for induction of anaesthesia in rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 43:561-565, 2016.
24. Varga M. Airway Management in the Rabbit. *Journal of Exotic Pet Medicine* 26:29-35, 2017
25. Loewen MS, Walner DL. Dimensions of rabbit subglottis and trachea. *Laboratory Animals* 35:253-256, 2001.
26. Squire R, Siddiqui SY, Di Nunzio G, *et al.* Quantitative study of the early effects of tracheotomy and endotracheal intubation on the rabbit tracheobronchial tree. *Annals of Otolaryngology & Laryngology* 99:62-68, 1990.
27. Phaneuf LR, Barker S, Groleau MA, *et al.* Tracheal Injury after Endotracheal intubation and Anaesthesia in Rabbits. *American Association for Laboratory Animal Science*.45:67-72, 2006.
28. Grint NJ, Sayers IR, Cecchi R *et al.* Postanaesthetic tracheal strictures in three rabbits. *Laboratory Animals* 40:301-308, 2006.
29. Fick TE, Schalm SW. A simple technique for endotracheal intubation in rabbits. *Laboratory Animals* 21:265-266, 1987.
30. Krüger J, Zeller W, Schottmann E. A simplified procedure for endotracheal intubation in rabbits. *Laboratory Animal* 28:176-177, 1994.
31. Flecknell P. Developments in the veterinary care of rabbits and rodents. In *Practice* 20:286-295, 1998.
32. Flecknell PA. Anaesthesia. In: Flecknell PA, ed. *Manual of Rabbit Medicine and Surgery*. British Small Animal Veterinary Association Publishing, 2000, p. 110.
33. Morgan TJ, Glowaski MM. Teaching a New Method of Rabbit Intubation. *American Association for Laboratory Animal Science* 46:32-36, 2007.
34. Weinstein CH, Fujimoto JL, Wishner RE, *et al.* Anaesthesia of Six-Week-Old New Zealand White Rabbits for Thoracotomy. *Contemporary Topics in Laboratory Animal Science* 39:19-22, 2000.
35. Worthley SG, Roque M, Helft G, *et al.* Rapid oral endotracheal intubation with a fibre-optic scope in rabbits: a simple and reliable technique. *Laboratory Animals* 34:199-201, 2000.
36. Saldanha A, Muehlbauer E, Gil EM, *et al.* Comparison of blind intubation and a smartphone-based endoscope-assisted intubation in rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 47:826-834, 2020.
37. Cruz M, Sacchi T, Luna S, *et al.* Use of a laryngeal mask for airway maintenance during inhalation anaesthesia in rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 27:112-116, 2000.
38. Smith JC, Robertson LD, Auhll A, *et al.* Endotracheal tubes versus laryngeal mask airways in rabbit inhalation anaesthesia: ease of use and waste gas emissions. *Contemporary Topics in Laboratory Animal Science* 43:22-25, 2004.
39. Bateman L, Ludders JW, Gleed RD, *et al.* Comparison between face-mask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 32:280-288, 2005.
40. Stephens DeValle JM. Successful Management of Rabbit Anaesthesia Through the Use of Nasotracheal Intubation. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science* 48:166-170, 2009.
41. Harcourt-Brown F. *Textbook of Rabbit Medicine*, Butterworth-Heinemann, 2002.
42. Li R, Zhang WS, Liu J, *et al.* Minimum infusion rates and recovery times from different durations of continuous infusion of fospropofol, a prodrug of propofol, in rabbits: A comparison with propofol emulsion. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 39:373-384, 2012.
43. Hedenqvist P, Jensen-Waern M, Fahlman Å, *et al.* Intravenous sufentanil-midazolam versus sevoflurane anaesthesia in medetomidine premedicated Himalayan rabbits undergoing ovariohysterectomy. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 42:377-385, 2015.
44. Hedenqvist P, Edner A, Fahlman Å, *et al.* Continuous intravenous anaesthesia with sufentanil and midazolam in medetomidine premedicated New Zealand White rabbits. *BMC Veterinary Research* 9:1-9, 2013.
45. Gianotti G, Valverde A, Sinclair M, *et al.* Prior determination of baseline minimum alveolar concentration (MAC) of isoflurane does not influence the effect of ketamine on MAC in rabbits. *Canadian Journal of Veterinary Research* 76:261-267, 2012.
46. Swenson J, Henao-Guerrero PN, Carpenter JW. Clinical Technique: Use of Capnography in Small Mammal Anaesthesia. *Journal of Exotic Pet Medicine* 17:175-180, 2008.
47. Harvey L, Knowles T, Murison PJ. Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia* 39:174-184, 2012.
48. Ypsilantis P, Didilis VN, Politou M, *et al.* A comparative study of invasive and oscillometric methods of arterial blood pressure measurement in the anesthetized rabbit. *Research in Veterinary Science* 78:269-275, 2005.
49. Bellini L, Veladiano IA, Schrank M, *et al.* Prospective clinical study to evaluate an oscillometric blood pressure monitor in pet rabbits. *BMC Veterinary Research* 14, 2018.