

# VALUTAZIONE E STABILIZZAZIONE DEI CONIGLI IN CONDIZIONI CRITICHE

## Parte II\*

JAN C. RAMER, DVM - JOANNE PAUL-MURPHY, DVM  
University of Wisconsin

KEITH G. BENSON, DVM  
University of California, Davis

### Riassunto

La realizzazione di procedure diagnostiche e la stabilizzazione nei conigli in condizioni critiche richiede, oltre alla conoscenza del comportamento generale di questi animali, misure di contenimento e tecniche diagnostiche e terapeutiche adeguate. Nella prima delle due parti del presente lavoro sono state fornite considerazioni relative a valutazione clinica, diagnosi differenziali e schemi terapeutici iniziali. Diverse tecniche impiegate nel trattamento di cani e gatti in condizioni critiche possono essere adattate ai conigli in analoghe situazioni per ridurre al minimo lo stato di stress. Nella seconda parte del lavoro vengono fornite le linee guida generali per il trattamento dei conigli ricoverati e vengono descritte tecniche diagnostiche e terapeutiche quali puntura venosa, esami radiografici, fluidoterapia, sostegno nutrizionale, analgesia e intubazione.

### Summary

*Performing diagnostic procedures and stabilizing critically ill rabbits require knowledge of their general temperament as well as proper restraint, diagnostic, and supportive care techniques. Part I of this two-part presentation reviewed recommendations for clinical assessment, diagnostic differentials, and initial treatment plans. Many techniques used to manage critically ill dogs and cats can be adapted to minimize stress in critically ill rabbits. Part II provides general guidelines for handling hospitalized rabbits and describes such diagnostic and therapeutic techniques as venipuncture, radiography, fluid therapy, nutritional support, analgesia, and intubation.*

I conigli in condizioni critiche che vengono ricoverati devono essere sistemati in un ambiente tranquillo, privo di fattori stressanti. Ad esempio, l'abbaiare di cani o l'odore di furetto sono motivo di notevole agitazione per questi soggetti e rendono difficile valutare la risposta al trattamento. Se il coniglio ricoverato vive a casa con un compagno della stessa specie, la presenza di quest'ultimo durante il ricovero risulta talvolta confortante.

Le procedure d'urgenza vengono realizzate con maggiore efficienza impiegando materiali e attrezzature specifici. Ad esempio, le bilance digitali pesano velocemente e con precisione e, se dotate di superficie non sdrucciolevole, non lasciano scivolare l'animale. Le sonde per alimentazione di piccolo calibro (da 3,5 e 5,0 Fr) utilizzate nell'intu-

bazione rinogastrica sono ideali per attuare le misure di supporto nutrizionale o per completare esami pneumografici. L'intubazione tracheale deve essere realizzata servendosi di tubi orotracheali con e senza manicotto insufflabile (con diametro esterno compreso fra 2,0 e 2,5 mm). La temperatura corporea viene misurata rapidamente servendosi di un termometro timpanico digitale ad infrarossi. L'esame dei denti è facilitato dall'uso di uno specolo nasale in acciaio inossidabile o di appositi divaricatori per le guance (Henry Schein) (Fig. 1). Infine, l'uso di pompe per infusione a flusso lento facilita l'esecuzione della fluidoterapia endovenosa o intraossea.

È consigliabile ricorrere a una leggera sedazione nel corso di alcune procedure oppure se il soggetto è spaventato. Nel coniglio, il midazolam somministrato per via intramuscolare o endovenosa (da 1 a 2 mg/kg) è un ottimo sedativo,<sup>1</sup> caratterizzato da azione rapida e durata più breve rispetto al diazepam. Inoltre, la sua inoculazione è me-

\*Da "The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian" Vol. 21, N. 2, febbraio 1999, 116. Con l'autorizzazione dell'Editore.

no dolorosa poiché il farmaco è veicolato in acqua anziché in glicol propilenico.<sup>2</sup>

I conigli con difficoltà respiratorie devono essere stabilizzati soggiornando in una gabbia ad ossigeno tranquilla prima di eseguire ulteriori procedure. Nel corso di ogni manipolazione condotta in conigli dispnoici (compreso l'esame clinico) è consigliabile mantenere in prossimità del naso del soggetto una fonte di ossigeno a flusso lento (1 l/min). Generalmente, questo metodo viene meglio tollerato rispetto all'uso della maschera.

## PROCEDURE DIAGNOSTICHE

### Contenimento ed esame clinico

Se il caso non richiede misure di stabilizzazione immediate, l'esame clinico deve iniziare con la valutazione visiva del soggetto mantenuto nella gabbia di trasporto. Come già descritto nella prima parte del lavoro, occorre valutare in questo modo comportamento generale dell'animale, frequenza e caratteristiche del respiro e produzione e consistenza di feci e urine.

Un esame clinico approfondito si esegue con maggiore facilità ponendo il coniglio su una superficie non scivolosa. Mentre il soggetto si trova sul tavolo di visita deve essere controllato costantemente, anche quando sia in decubito, poiché un coniglio spaventato è in grado di saltare via in un secondo. I soggetti in preda al panico devono essere avvolti in un telo (Fig. 2).

Prima di eseguire procedure potenzialmente stressanti, è consigliabile provvedere alle misurazioni di frequenza respiratoria, frequenza cardiaca e temperatura corporea. Molti conigli tollerano maggiormente gli strumenti timpanici digitali per la misurazione della temperatura corporea piuttosto che i termometri rettali. Se inseriti profondamente nel canale auricolare, questi rilevatori timpanici sono piuttosto accurati e corrispondono alle misurazioni rettali con uno scarto massimo di 0,5° - 1°C. I conigli sono estremamente sensibili al calore, per cui l'ipertermia (temperature pari o superiori a 41°C) è un'urgenza piuttosto comune.

Nei conigli sani, la frequenza cardiaca è compresa fra 130 e 325 battiti al minuto (vedi Parametri fisiologici normali nei conigli sani). Quando il polso è debole, è possibile monitorare il flusso sanguigno con apparecchio Doppler a livello di arteria auricolare centrale, arteria radiale o arteria plantare. I valori di pressione sistolica sono misurati per via indiretta utilizzando un manicotto da 25 mm applicato sull'arto nel punto in cui era stato posto l'apparecchio Doppler.

#### PARAMETRI FISILOGICI NORMALI NEI CONIGLI SANI

Temperatura corporea	38° C - 40° C
Frequenza cardiaca	130 - 325 battiti/minuto
Frequenza respiratoria	30 - 60 atti/minuto
Pressione sanguigna sistolica	90 - 120 mm/Hg



FIGURA 1 - I divaricatori boccali favoriscono la visualizzazione dei denti posteriori nei conigli sedati.



FIGURA 2 - I conigli in stato di panico vengono avvolti in un panno per maggiore sicurezza nel corso dell'esame clinico.

Nei conigli coscienti, è possibile servirsi del padiglione auricolare durante l'esame di pulsossimetria eseguito per misurare la percentuale disponibile di emoglobina saturata di ossigeno; invece, nei soggetti depressi o in quelli sedati, la sonda può essere applicata a livello di lingua o di mucosa boccale. Il reperto di suoni respiratori aspri e secchi all'auscultazione toracica può essere dovuto alla percezione di rumori riferiti dalle vie aeree superiori, anche nei conigli normali. L'assenza di suoni udibili sui campi polmonari è attribuibile a un'area di epatizzazione.

Le parti dell'esame clinico che vengono scarsamente tollerate (ad es. esame del cavo orale) devono essere rimandate al termine della visita per mantenere il soggetto quanto più possibile calmo oppure eseguite con l'animale in leggera sedazione.

### Esame radiografico

L'indagine radiografica è un mezzo diagnostico importante nella valutazione dei conigli in condizioni critiche. La sedazione consente di ridurre lo stress e quindi di accorciare i tempi della procedura e migliorare la qualità delle immagini. Le radiografie dentali estremamente dettagliate eseguite impiegando pellicole di piccole dimensioni inserite in cavità orale oppure le proiezioni oblique del cranio richiedono l'anestesia generale. Le radiografie in bianco del-

l'addome possono essere riprese con il coniglio non anestetizzato oppure leggermente sedato collocato in decubito ventrale sulla cassetta radiografica. Come descritto nella prima parte del lavoro, la presenza di materiale consolidato nello stomaco viene trattata con misure mediche, tranne quando coesista l'ostruzione del piloro. È normale che lo stomaco contenga pelo, alimenti e liquidi ed è possibile che l'esame radiografico in bianco non consenta di distinguere queste sostanze da una massa solida di materiale asciutto.

L'esame pneumogastrografico deve essere impiegato con cautela quando le radiografie in bianco o l'esame clinico siano insufficienti ai fini diagnostici. L'esecuzione di questa indagine richiede l'inserimento di una sonda gastrica per uso pediatrico di piccole dimensioni (da 3,5 a 5 Fr) nel meato ventrale delle narici (l'applicazione di un gel a base di lidocaina sulla punta della sonda e sulle mucose consente di ridurre al minimo l'irritazione). È consigliabile misurare e segnare la lunghezza della sonda necessaria a coprire la distanza compresa fra le narici e lo stomaco. La sonda deve essere fatta avanzare delicatamente e velocemente in direzione ventrale e mediale (mantenendo la testa del soggetto in posizione normale flessa per facilitare l'inserimento della cannula in esofago e non in trachea)<sup>3</sup> quindi si procede all'inoculazione lenta di 20-40 ml di aria nello stomaco. Il riscontro radiografico di quest'ultima all'interno dell'organo conferma la correttezza dell'inserimento e l'eventuale massa solida presente viene delineata per contrasto. Se si rendesse necessaria una successiva somministrazione di liquidi o alimenti attraverso la sonda, questa dovrà essere fissata lateralmente al naso del soggetto mediante un punto di sutura o con del collante, e poi fatta passare fra le orecchie, dove viene immobilizzata con del nastro.

### Puntura venosa

Il coniglio possiede diverse vene accessibili per la puntura, fra cui vena marginale dell'orecchio, cefalica, safena laterale e giugulare. È importante che il soggetto venga contenuto adeguatamente. Alcuni conigli da compagnia tollerano di essere immobilizzati con un asciugamano, mentre altri sono più selvatici e richiedono una leggera sedazione. È consigliabile somministrare midazolam per limitare l'ansia quando sia necessario eseguire diverse procedure diagnostiche in conigli spaventati.

L'accesso alle vene safena laterale e cefalica è lo stesso seguito nel cane e nel gatto. L'applicazione di alcool sulla pelliccia senza che questa venga rasata consente di inumidire la zona quanto basta per visualizzare il vaso. La vena marginale dell'orecchio è adatta per il prelievo di piccole quantità di sangue, benché ne possa conseguire lo sviluppo di ematomi di grandi dimensioni. Nelle razze di piccola taglia, è anche possibile che si verifichino trombosi venose e fenomeni necrotici a carico della cute dell'orecchio.<sup>4</sup> La vena giugulare o la safena laterale sono i vasi di elezione per prelevare campioni di sangue pari o superiori a 1 ml. Eseguendo la puntura della vena giugulare, il coniglio deve essere trattenuto all'estremità del tavolo di visita con la testa e gli arti estesi per favorire l'accesso al vaso (Fig. 3). Il prelievo di sangue comporta delle difficoltà nelle femmine dotate di giogaia molto sviluppata, anche se questa viene tirata con decisione sul solco giugulare, rendendo necessa-



FIGURA 3 - Sede adatta per inoculazione endogiugulare nel coniglio.

ria la rasatura che andrà eseguita con cautela data l'estrema sottigliezza della cute in tale sede.

Un criterio sicuro per prelevare il massimo volume di sangue prevede la rimozione dell'1% del peso corporeo in grammi. Questa indicazione è particolarmente importante nelle razze nane. Quando occorra prelevare un volume di sangue limitato, l'uso di provette contenenti litio eparina piuttosto che di quelle prive di anticoagulante ("da siero") consente di ottenere un maggiore volume di plasma.

### Cistocentesi

La cistocentesi deve essere eseguita mantenendo il coniglio in decubito dorsale. È sconsigliabile tentare il passaggio attraverso la parete addominale laterale poiché si rischia di forare l'intestino cieco. Il contenimento è difficoltoso; occorre sollevare il corpo del coniglio servendosi degli avambracci e trattenere gli arti con le mani. Benché alcuni conigli si rilassino o restino come "incantati" dopo avere provveduto a coprirne gli occhi, il contenimento degli arti rimane necessario. Quindi, la zona antistante il pube viene sfregata con alcool per permettere di visualizzare la linea mediana senza ricorrere a tricotomia. Si consiglia di adoperare un ago da 23 G e 25 mm, raccordato ad una siringa da 5 ml.

## PROCEDURE TERAPEUTICHE

### Fluidoterapia

Nei conigli ricoverati che si trovano in condizioni critiche, è consigliabile provvedere alla fluidoterapia e alla somministrazione di farmaci per via endovenosa. Il pelo



sovrastante il decorso della vena deve essere rasato e la zona deve essere preparata chirurgicamente. Disponendo di tempo sufficiente, è possibile distribuire un anestetico locale contenente lidocaina al 2,5% e prilocaina al 2,5% (EMLA Cream- Astra USA, Westborough, MA) sul sito dell'inoculazione per diminuire la sensibilità cutanea da 30 a 40 minuti e quindi facilitare l'inserimento del catetere. Nella maggior parte delle razze nane è possibile servirsi di cateteri da 24-27 G, mentre nei conigli di grandi dimensioni occorre impiegare cateteri da 22 G.

Per facilitare la fluidoterapia, è opportuno scegliere il catetere dotato del maggiore diametro possibile in relazione alla taglia del soggetto. Le vene cefalica o safena laterale sono adatte all'inserimento di sonde permanenti. Le vene auricolari laterali tollerano cateteri di piccolo diametro, ma sono stati segnalati casi di necrosi della punta dell'orecchio anche in seguito a cateterizzazioni di breve durata.<sup>4</sup>

Volendo utilizzare l'orecchio, occorre bloccare il padiglione fissandovi un rotolo di garza lungo la superficie interna e assicurandolo con delicatezza con del nastro intorno al rotolo stesso. Per ottenere maggiore stabilità è possibile unire le orecchie per mezzo di un cerotto. I cateteri permanenti devono essere sottoposti frequentemente a lavaggio con soluzione fisiologica. Nelle razze di piccola taglia è opportuno evitare l'uso di soluzione fisiologica eparinizzata poiché le irrigazioni del catetere potrebbero causare eccessiva esposizione all'eparina.<sup>5</sup>

I conigli in condizioni critiche spesso si trovano in stato ipotensivo oppure le vene sono di calibro ridotto o troppo fragili per inserirvi un catetere endovenoso; in questi casi è consigliabile utilizzare cateteri intraossei. Le sedi preferenziali per inserire questi ultimi sono le porzioni prossimali di femore e tibia. È fondamentale osservare le norme asettiche, benché l'osteomielite rappresenti una conseguenza rara della cateterizzazione intraossea. Si procede all'inserimento di un ago spinale da 20 G e 25 mm all'interno del grande trocantere femorale o nel piatto tibiale, procedendo parallelamente all'asse maggiore di femore o tibia rispettivamente.<sup>6</sup> Quando il mandrino viene rimosso, se l'ago è stato inserito in maniera appropriata il liquido deve fluire nello spazio midollare. La correttezza dell'inserimento viene confermata mediante esame radiografico (Fig. 4). L'ago può poi essere fissato alla cute con un punto di sutura.

Benché il fabbisogno idrico di mantenimento nei conigli in condizioni critiche non sia documentato adeguatamente, la somministrazione di 75-100 ml/kg/die in infusione continua viene generalmente tollerata. Nella maggior parte dei casi, è indicato l'uso di soluzioni cristalloidi, ma, in presenza di ipoproteinemia o quando la soluzione cristalloide non è in grado di ripristinare la pressione ematica, occorre prendere in considerazione le soluzioni colloidali. Le pompe per infusione consentono di mantenere una velocità di flusso adeguata, aspetto che assume particolare importanza nelle razze di piccola taglia per evitare il rischio di iperidratazione. La somministrazione di liquidi riscaldati evita lo sviluppo di ipotermia che deve essere trattata energicamente provvedendo all'infusione di un singolo volume di sangue (100 ml/kg) nell'arco di 20 minuti. Le trasfusioni di sangue intero sono consigliate quando il valore ematocrito sia pari o inferiore al 12%. Nel coniglio non è stata effettuata la determinazione dei gruppi sanguigni.



FIGURA 4 - Immagine radiografica indicante l'inserimento di un catetere intraosseo nella tibia di un coniglio.

In presenza di condizioni cliniche stabili, la somministrazione sottocutanea di liquidi isotonici sterili, da una a due volte al giorno, in dosi comprese fra 50 e 100 ml/kg si considera sufficiente a garantire il fabbisogno idrico giornaliero minimo. La tecnica seguita è uguale a quella applicata nel cane e nel gatto. Poiché molti proprietari riescono ad attuare facilmente questa procedura dopo averne appreso le modalità di applicazione, è ragionevole proporla quale terapia domiciliare.

La somministrazione di liquidi per via orale deve essere garantita continuamente; infatti il coniglio deve sempre disporre di acqua fresca da bere. Altri tipi di fluidi proponibili in questa specie animale sono rappresentati da Gatorade® (The Gatorade Co., Chicago, IL), qualsiasi soluzione elettrolitica orale per uso pediatrico disponibile come prodotto da banco e succo diluito di mela o di mirtillo; tuttavia, questi prodotti devono sempre essere somministrati in aggiunta e non in sostituzione all'acqua.

## Analgesia

Il trattamento del dolore è un aspetto importante nella terapia dei conigli in condizioni critiche. Le manifestazioni algiche sono tenui; infatti, in quanto specie predata, il coniglio dissimula il malessere per sfuggire alla predazione. Nei soggetti con risentimento algico è possibile rilevare modificazioni del respiro, letargia o anoressia, costipazione o diarrea, lieve brussismo o postura cifotica. Altre manifestazioni di dolorabilità comprendono aggressività improvvisa, impossibilità di riposare o dormire normalmente oppure espressioni di preoccupazione o ansia.<sup>7</sup> Data la scarsa evidenza di questi segni, è possibile che la gravità del dolore non venga apprezzata e, quando viene riconosciuta, spesso è sottovalutata. Come documentato in letteratura umana e veterinaria, il trattamento efficace del dolore facilita il processo di guarigione e questo principio è valido anche nel coniglio.<sup>8</sup>

Nella Tabella 1 sono elencati gli oppiacei e gli analgesici antiinfiammatori di comune impiego. In un numero limitato di casi, gli autori hanno ottenuto buoni risultati applicando mezzo cerotto a base di fentanyl per trattare il dolore in conigli di 3 kg di peso nei tre giorni seguenti un intervento chirurgico.

**Tabella 1**  
**Agenti analgesici impiegati nel coniglio**

Agente	Dose (mg/kg)	Via di somministrazione	Intervallo
<b>FANS</b>			
Acetaminofene <sup>16</sup>	200 - 500	PO	Ogni 6 ore
Acido acetilsalicilico <sup>17</sup>	100	PO	Ogni 4-6 ore
Ibuprofen <sup>18</sup>	10 - 20	PO	Ogni 4 ore
Carprofen	2 - 4	PO, SC	Ogni 12-24 ore
Flunixin meglumine <sup>18</sup>	1,1	SC, IM	Ogni 12-24 ore
Ketoprofen <sup>19</sup>	1,0	IM	Ogni 12-24 ore
<b>Oppiacei</b>			
Buprenorfina <sup>17</sup>	0,01 - 0,1	SC, IV	Ogni 6-12 ore
Butorfanolo <sup>1</sup>	0,1 - 0,5	IM	Ogni 3-4 ore
Ossimorfone <sup>20</sup>	0,05 - 0,2	SC, IM	Ogni 8-12 ore
Meperidina <sup>20</sup>	5 - 10	SC, IM	Ogni 2-3 ore
Pentazocina <sup>20</sup>	5 - 10	IM, IV	Ogni 2-4 ore
Morfina <sup>20</sup>	2 - 5	SC, IM	Ogni 2-4 ore
Naloxone <sup>18,20</sup>	0,01 - 0,1	IM, IV	Per l'inversione

IM = per via intramuscolare; IV = per via endovenosa; FANS = farmaci antiinfiammatori non steroidei; PO = per via orale; SC = per via sottocutanea.

## Sostegno nutrizionale

Nel coniglio, l'anoressia diventa preoccupante quando si protrae oltre 1 - 2 giorni. Poiché i soggetti in condizioni critiche spesso sono disidratati, lo squilibrio elettrolitico peggiora la situazione. Inoltre, quando un coniglio smette di alimentarsi, si sviluppa rapidamente uno stato di lipidosi epatica, un processo metabolico di difficile risoluzione. È necessario garantire un sostegno nutrizionale quando sia stato perso il 10% del peso corporeo in tempi rapidi oppure il 20% in tempi più lunghi.<sup>9</sup>

La maggior parte delle diete commerciali per uso veterinario destinate all'alimentazione assistita è prodotta per i carnivori e non è utilizzabile nel coniglio che è un erbivoro. Le diete per uso umano solitamente sono caratterizzate da eccessivo contenuto in grassi e scarso contenuto in fibra (non digeribile o insolubile) e non soddisfano i fabbisogni di questi animali. Il coniglio (come il cavallo) è una specie erbivora con fermentazione nel grosso intestino e necessita di diete a elevato contenuto in fibra e basso tenore in grassi. In commercio sono disponibili prodotti per l'alimentazione enterale del cavallo con una limitata concentrazione di grassi, che possono adattarsi meglio agli altri erbivori. Poiché nel coniglio percentuali di fibra grezza pari o inferiori al 12% sono associate alla comparsa di diarrea, il contenuto in fibra della dieta in questa specie deve essere elevato.<sup>10</sup> La presenza di fibra è fondamentale per la produzione di acidi grassi a catena corta a livello del grosso intestino e per stimolare la motilità gastroenterica. La mancanza di fibra insolubile non si risolve aggiungendo fibre solubili (ad es. psillio). Benché sia possibile macinare i pellet e mescolarli ad un prodotto liquido utilizzato per l'alimentazione assistita mediante siringa, la miscela risulta troppo densa per passare attraverso le sonde rinogastriche di piccolo calibro. La diarrea osmotica è una possibile complicazione del supporto enterale ed è attribuibile al contenuto

elevato in grassi e carboidrati delle diete comunemente impiegate quale sostegno nutrizionale; tuttavia, il disturbo raramente induce a sospendere la procedura.

Prima di iniziare il sostegno nutrizionale, che deve essere intrapreso gradualmente, occorre valutare e correggere eventuali squilibri idrici ed elettrolitici. I soggetti in buone condizioni possono ricevere dal 75% al 100% del proprio fabbisogno giornaliero di energia nell'arco delle prime 24-48 ore. Negli animali debilitati, l'apporto deve essere limitato al 40%-70% di tale fabbisogno nell'arco delle prime 24 ore, con un aumento graduale nei 3-5 giorni successivi.<sup>9,10</sup> L'alimento introdotto con sistema forzato o mediante sonda deve essere suddiviso in un minimo di quattro razioni giornaliere ed essere scaldato. Il fabbisogno calorico di ogni singolo individuo deve essere calcolato utilizzando la seguente formula per la determinazione dell'energia metabolizzabile di base (EM) in funzione del peso corporeo (PC):

$$EM \text{ (kcal/die)} = 70 \times PC^{0.75} \text{ (kg)}$$

L'intervallo del fabbisogno calorico stimato è compreso fra 0,5 e 3 volte EM; tuttavia, occorre considerare lo stato patologico e quindi calcolarlo più correttamente fra 1,25 e 2 volte EM. Scegliendo la dieta, occorre accertare che il contenuto proteico rappresenti il 26% delle calorie totali e il contenuto in fibra il 13,6% della sostanza secca.<sup>10</sup> Nella Tabella 2 sono elencate le possibilità di alimentazione enterale applicabili nel coniglio.

Come descritto nella parte I, l'anoressia spesso è accompagnata da lentezza del transito gastrointestinale e da inadeguata motilità cecale o gastrica. Pertanto, gli autori consigliano di utilizzare agenti modificatori della motilità (ad es. metoclopramide o cisapride) quando si somministri l'alimentazione enterale. Indipendentemente dalla causa primaria dell'anoressia, spesso il sostegno nutrizionale è indispensabile quando il coniglio si trovi in condizioni critiche.

**Tabella 2**  
Esempi di diete enterali liquide utilizzate per la terapia di urgenza nel coniglio

Dieta <sup>a</sup>	Produttore
Nutriprime™	Ken Vet, Ashland, OH
Jevity™ con fibra <sup>b</sup>	Ross Laboratoires, Columbus, OH
Ensure® con fibra <sup>b</sup>	Ross Laboratoires, Columbus, OH
Sustical™ con fibra <sup>b</sup>	Ross Laboratoires, Columbus, OH
Criticare HN™	Mead Johnson Nutritionals, Evansville, IN
Vital™	Ross Laboratoires, Columbus, OH

<sup>a</sup> Associare diversi componenti da pellet per conigli frullati, polvere di erba medica, frullati di vegetali a foglia verde e frutti oppure alimenti vegetali per bambini con una delle diete liquide contenute nella Tabella per abbassare le kcal/ml aumentando sostanzialmente il contenuto in fibra.

<sup>b</sup> Queste formulazioni devono essere utilizzate con cautela trattandosi di diete altamente digeribili ad elevato contenuto in grassi e basso contenuto in fibra che possono indurre lo sviluppo di diarrea e/o feci molli.

## Sostegno minimo

Il coniglio risponde maggiormente alle cure quando si trovi in un ambiente familiare. Il ricovero rappresenta un evento stressante e, quando sia possibile, è opportuno considerare il trattamento domiciliare. Nei conigli con disturbi lievi o moderati, sia ricoverati che trattati a domicilio, le misure minime di sostegno possono rappresentare la soluzione ottimale. Questi soggetti devono continuare a consumare la dieta a cui sono abituati (mantenere costanti marca di alimento, ciotola e quantità). Verdure fresche e fieno di coda di topo devono fare parte della dieta di un coniglio e sono in grado di stimolare l'appetito nei soggetti anoressici.

Quando sia necessario ricorrere all'alimentazione forzata in clinica o a domicilio, occorre somministrare mediante siringa una dieta frullata, omogeneizzati vegetali per bambini o diete liquide commerciali. Questo è il sistema migliore per mantenere la presenza di fibra nella dieta quando il coniglio non sia in grado di alimentarsi da solo. La punta dello strumento viene inserita facilmente nel diastema e l'alimento liquido o in sospensione viene introdotto lentamente per evitarne la possibile aspirazione. Nella Tabella 2 e nel riquadro "Composizione di dieta casalinga per alimentazione mediante siringa" vengono fornite le formulazioni di diete somministrabili per questa via o tramite sonda orogastrica.

## Alimentazione mediante sonda orogastrica

L'alimentazione mediante sonda orogastrica è destinata unicamente a somministrazioni singole nel corso della stabilizzazione poiché, se impiegata ripetutamente, è fonte di stress e di notevoli rischi. È necessario che il coniglio venga contenuto in modo appropriato per evitare che si ferisca nel tentativo di sottrarsi alla procedura; allo scopo, durante la manovra è utile avvolgere strettamente il soggetto in un panno che verrà ripiegato sotto la coda. Occorre in-

## FORMULAZIONE DI UNA DIETA CASALINGA PER L'ALIMENTAZIONE MEDIANTE SIRINGA

Una scatoletta da 225 gr di Ensure® con fibra (Ross Laboratoires)

1 tazza di yogurt alla frutta

6 cucchiaini di farina di erba medica

Miscelare gli ingredienti in un frullatore. kcal tot = 1,4 kcal/ml con 13,6% di fibra e 36% di proteine. Per un coniglio in condizioni critiche di peso pari a 2,5 kg sono necessari circa 30 gr di questo composto ogni 3 ore.<sup>10</sup>

serire attraverso il diastema un perno in legno o in plastica perforato al centro. Si consiglia l'uso di un catetere in gomma da 18 o 22-Fr con punta arrotondata (Fig. 5) per evitare di penetrare nella trachea.

Prima di inserire la sonda, si misura la distanza esistente fra cavità orale e ultima costa e la si riporta sulla sonda stessa. La punta del catetere viene lubrificata, quindi, mantenendo il collo del soggetto in flessione, viene inserita nel foro del perno raggiungendo l'orofaringe e successivamente lo stomaco. L'inserimento corretto viene confermato inoculando una piccola quantità di soluzione fisiologica nel catetere. Invece, se il coniglio inizia a tossire energicamente, è probabile che la sonda sia penetrata in trachea. Questa eventualità è verificabile mediante auscultazione dello stomaco per rilevare la presenza di un gorgoglio provocato dall'infusione di 3-5 ml di aria nella sonda; in alternativa, questa può essere ritirata riportandola nell'esofago per poi praticare un'aspirazione che determina la comparsa di una pressione negativa quando l'esofago collassa intorno all'apertura del condotto. È fondamentale verificare il corretto inserimento della sonda prima di procedere all'introduzione di alimento.

## Alimentazione mediante sonda rinogastrica

L'alimentazione mediante sonda rinogastrica è necessaria quando la valutazione radiografica richieda immagini pneumogastrografiche del contenuto gastrico, in ca-

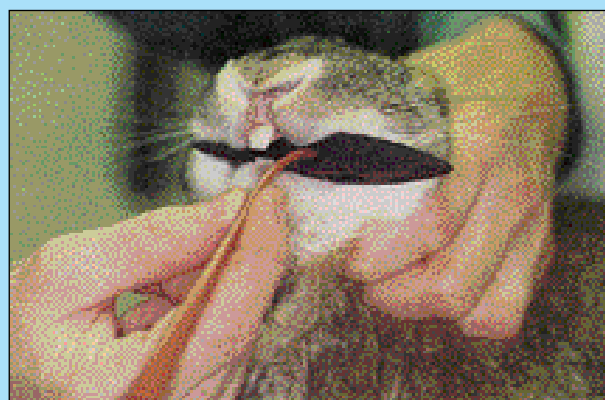


FIGURA 5 - Inserimento di una sonda orogastrica in un coniglio.

so di meteorismo dello stomaco oppure quando sia necessario ricorrere ripetutamente all'alimentazione enterale. In queste situazioni, è vantaggioso potere accedere ad una sonda che possa essere manipolata dietro al campo visivo dell'animale. Lo svantaggio principale legato all'uso delle sonde rinogastriche per l'alimentazione enterale è il piccolo calibro di cui sono dotate, che rende difficile la somministrazione di materiale fibroso. Il problema è parzialmente risolvibile utilizzando una sonda con estremità aperta e praticandovi ulteriori fori lungo la parete per ridurre al minimo le possibilità di occlusione della punta.

La tecnica di inserimento delle sonde rinogastriche è la stessa utilizzata per quelle orogastriche. L'accuratezza del posizionamento è verificabile mediante radiografie in proiezione latero-laterale, esame fluoroscopico di torace e settore craniale dell'addome oppure inoculazione di 10 ml di aria e contemporanea percezione del gorgoglio gastrico. La sonda viene fissata con una goccia di colla sulla cute ricoperta da pelo al di sopra del naso e le ali dell'ago a farfalla vengono incollate o suturate in cima al capo, fra le orecchie. Per evitare lo stitichezza di contenuto gastrico, si procede all'applicazione di un adattatore per catetere a livello dell'estremità aperta. Quando si utilizzino sonde rinogastriche per l'alimentazione, è possibile controllarne inserimento e pervietà inoculando piccole quantità di soluzione fisiologica come descritto nella sezione relativa all'alimentazione mediante sonda orogastrica. Allo scopo di evitare l'ostruzione della sonda, occorre irrigarla con acqua prima e dopo la somministrazione dei farmaci o del supporto nutrizionale.

Solitamente, i conigli sopportano le sonde rinogastriche. I collari elisabettiani rappresentano uno stress in questa specie e devono essere impiegati unicamente se tollerati. Nei soggetti che non accettano la sonda rinogastrica né il collare elisabettiano, occorre prendere in considerazione altre possibilità, fra cui alimentazione mediante sonda percutanea oppure alimentazione forzata mediante siringa.

### **Alimentazione mediante sonda gastrostomica percutanea**

In alcuni conigli è necessario ricorrere all'alimentazione mediante sonda gastrostomica percutanea. L'inserimento percutaneo di sonde per gastrostomia adattate per l'uso nel coniglio segue una tecnica simile a quella impiegata negli altri animali da compagnia.<sup>11</sup> Date le piccole dimensioni della cavità orale nel coniglio, è necessario utilizzare un broncoscopio piuttosto che un endoscopio di calibro ridotto. Occorre usare molta cautela durante il passaggio dello strumento sopra alla base della lingua (nella zona compresa fra i molari affilati tipici di questa specie). Inoltre, i soggetti devono essere anestetizzati come per un intervento chirurgico prima di procedere all'inserimento della sonda. L'applicazione di un gel a base di lidocaina sulla punta del broncoscopio e della sonda facilita le manovre di inserimento. La presenza di peli e di digesta nello stomaco è un'evenienza che bisogna prevedere anche nei soggetti anoressici da qualche giorno.

### **Alimentazione mediante sonda faringostomica**

L'alimentazione mediante sonda per faringostomia sembra essere ben tollerata nel coniglio, benché si possa verificare lo sviluppo di ascessi lungo il tragitto sottocutaneo del catetere. Le manovre di inserimento e il mantenimento delle sonde per faringostomia sono state descritte in letteratura.<sup>12</sup> Gli autori consigliano di esercitarsi su cadaveri prima di procedere all'inserimento di queste sonde in conigli in condizioni critiche.

### **Intubazione**

Nei conigli di peso pari o inferiore a 3 kg, si consiglia l'uso di tubi orotracheali di calibro compreso fra 1,0 e 2,5 mm, privi di manicotto.<sup>13</sup> L'intubazione alla cieca di conigli di piccole dimensioni può essere eseguita per via orale o per via nasale, procedendo unicamente se il soggetto respira e non si trova in stato di arresto respiratorio.

L'anestesia viene indotta mediante inoculazione endovenosa lenta di propofolo (da 2 a 4 mg/kg) oppure con inalazione di isoflurano mediante maschera. Il soggetto deve essere collocato in decubito sternale con la testa estesa in modo che la trachea sia perpendicolare alla superficie del tavolo. Per evitare la comparsa di laringospasmo, è consigliabile applicare 1 ml di lidocaina per uso topico a livello della laringe. Mentre il tubo orotracheale viene spinto verso il settore prossimale della laringe, in corrispondenza dell'estremità dell'adattatore si devono percepire suoni inspiratori. Quando il suono raggiunge il massimo livello di forza, il tubo viene fatto procedere lentamente in trachea. Nei conigli di grossa taglia (di peso pari o superiore a 3 kg), solitamente la glottide è visibile impiegando un laringoscopio con lamina di Miller N. 1; tuttavia, la cavità orale spesso è di dimensioni troppo ridotte per mantenere la visualizzazione quando il tubo orotracheale sia stato inserito nell'orofaringe. È possibile fare scorrere in trachea, a scopo di guida, un catetere urinario in polipropilene da 5 o 8 Fr, lungo 56 cm (tagliando l'estremità svasata dopo l'inserimento). Quindi, la lamina del laringoscopio deve essere rimossa e il tubo orotracheale spinto al di sopra della guida internamente alla trachea.<sup>14</sup>

Diversi altri metodi di intubazione orotracheale descritti in letteratura prevedono l'inserimento di un broncoscopio rigido attraverso il tubo, per visualizzare meglio le corde vocali<sup>15</sup> e l'uso di uno speciale stetoscopio innestato sul tubo per migliorare l'auscultazione dei suoni respiratori al momento dell'intubazione.<sup>16</sup> Non ci si deve mai basare sulla ventilazione a pressione positiva e sulle escursioni della parete toracica per controllare l'inserimento del tubo endotracheale poiché l'aria che penetra nello stomaco spesso viene confusa con una vera escursione toracica.

### **Rianimazione cardiopolmonare**

L'arresto cardiocircolatorio è la cessazione improvvisa delle attività spontanee ventilatoria e circolatoria. Solitamente, l'arresto respiratorio precede di qualche minuto l'arresto cardiaco, che si verifica se il primo non si è risolto. Nel coniglio, l'obiettivo della rianimazione cardiopolmonare è



lo stesso che negli altri mammiferi, ovvero garantire il sostegno respiratorio e circolatorio fino al ripristino delle funzioni spontanee. A tale proposito, le principali differenze fra il coniglio e gli altri animali da compagnia sono riferibili a taglia ridotta, metabolismo rapido e difficoltà di stabilire la pervietà delle vie respiratorie. Poiché i valori elevati di frequenza cardiaca e respiratoria in questa specie sono correlati ad un aumento della velocità circolatoria al minuto, il coniglio soccombe all'arresto cardiopolmonare più velocemente rispetto agli altri mammiferi di maggiori dimensioni. La difficoltà di ripristino della pervietà delle vie aeree è aggravata dalla scarsa disponibilità di tempo. Se l'intubazione orotracheale non è stata realizzata entro 60 secondi, le vie respiratorie devono essere controllate mediante tracheostomia. La manovra di intubazione orotracheale comporta notevoli difficoltà se il coniglio non è in grado di respirare.

La sonda tracheostomica può essere inserita previa anestesia locale, ma spesso questa non è necessaria perché i conigli in arresto cardiopolmonare si trovano in stato di incoscienza. Spruzzando con alcool la regione ventrale del collo, si facilita la separazione dei peli e la visualizzazione della trachea. Quindi, si incide la cute sovrastante la trachea in sede immediatamente caudale alla laringe, si tira la trachea verso l'incisione e si applicano punti di retrazione a livello del terzo e del quarto anello. Successivamente, si pratica un'incisione fra gli anelli cartilaginei e i punti di sutura vengono divaricati delicatamente. Gli autori consigliano di usare estrema cautela ed esercitare la minore forza possibile nell'inserire la sonda tracheostomica nel settore distale della trachea. Al termine della manovra, occorre fornire ossigeno e iniziare la ventilazione a pressione positiva.

## CONCLUSIONI

Poiché vanno incontro a stress con estrema facilità, i conigli in condizioni critiche sono spesso difficili da trattare. In questa specie, i principi di base delle emergenze e dei trattamenti d'urgenza sono uguali a quelli applicati in altri mammiferi; tuttavia, i segni rilevati al momento della visita e i tipi di approccio diagnostico sono estremamente diversi. I conigli in condizioni critiche devono essere valutati mantenendoli nella gabbia; infatti, prima che ne vengano allontanati è consigliabile controllarne comportamento generale, frequenza e carattere del respiro e consistenza di urina e feci. Inoltre, dopo che il coniglio ha lasciato l'ambiente che gli è familiare, quale la gabbia, è possibile che nasconda manifestazioni cliniche che risulterebbero più evidenti in altri animali da compagnia. Pertanto, è necessario ricercare segni anche lievi di dolore o disagio.

Quando il ricovero si rende necessario, l'animale deve essere ospitato in un ambiente tranquillo, privo di stimoli, in cui non si percepiscano rumori o odori provenienti da altri animali. Questa specie è propensa al panico e all'agitazione, per cui si deve fare tutto il possibile per assicurare un'atmosfera tranquilla.

## Note sugli Autori

*Quando il presente lavoro è stato approvato per la pubblicazione, la Dr.ssa Ramer era affiliata al Department of Surgical Sciences, School of Veterinary Medicine, University of Wisconsin, Madison, Wisconsin; attualmente è affiliata al Indianapolis Zoo, Indianapolis, Indiana. La Dr.ssa Paul-Murphy è affiliata al Department of Surgical Sciences, School of Veterinary Medicine, University of Wisconsin, Madison, Wisconsin ed è Diplomate of the American College of Zoological Medicine. Il Dr. Benson è resident in Zoological Medicine alla School of Veterinary Medicine, University of California, Davis, California.*

## Bibliografia

1. Carpenter JW, Mashima TY, Rupiper DJ: Exotic Animal Formulary. Manhattan, KS, Greystone Publications, 1996.
2. Plumb DC: Veterinary Drug Handbook Ames, IA, Iowa State University Press, 1995.
3. Bennet RA: Nasogastric intubation for enteral alimentation. Proc Fifth Intl Vet Emerg Crit Care Symp: 723, 1996.
4. Mader DR: Basic approach to veterinary care, in Hillyer EV, Quesenberry KE (eds): Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Philadelphia, WB Saunders Co, 1997, pp 160-168.
5. Stevens LC, Haire WD, Tarantolo S, et al: Normal saline verses heparin flush for maintaining central venous catheter patency during apheresis collection of peripheral blood stem cells. Transfusion Sci 18(2):187-193, 1997.
6. Anderson NL: Intraosseous fluid therapy in small exotic animals, in Kirk's Current Veterinary Therapy. XII. Philadelphia, WB Saunders Co, 1995, pp 1331-1335.
7. Eisele PH: Signs of pain in small mammals. Proc TNAVC:795-796, 1997.
8. Eisele PH: Analgesia in small mammals. Proc TNAVC:796-799, 1997.
9. Donoghue S, Langenberg J: Clinical nutrition of exotic pets. Aust Vet J 71(10):337-341, 1994.
10. Donoghue S: Nutrition and pet rabbits, in Rosenthal KL (ed): Practical Exotic Animal Medicine (The Compendium Collection). Trenton, NJ, Veterinary Learning Systems, 1997, p 107.
11. Smith DA, Olson PO, Mathews KA: Nutritional support for rabbits using a percutaneously placed gastrostomy tube: A preliminary study. JAAHA 33(1):48-54, 1997.
12. Rogers G, Taylor C, Austin JC, et al: A pharyngostomy technique for chronic oral dosing of rabbits. Lab Anim Sci 38(5):619-620, 1988.
13. Paul-Murphy J: Little critters: Emergency medicine for small rodents. Proc Fifth Intl Vet Emerg Crit Care Symp:714-718, 1996.
14. Eisele PH: Anesthesia for the rabbit. Proc TNAVC:792-794, 1997.
15. Conlon KC, Corbally MT, Bading JR, Brennan MF: Atraumatic endotracheal intubation in small rabbits. Lab Anim Sci 40(2):221-222, 1990.
16. Patil WU, Fairbrother C, Dunham BM: Endotracheal intubation in the rabbit: A quick, reliable method. Lab Anim Feb: 28-29, 1997.
17. Wixson SK: Anesthesia and analgesia, in Manning PJ, Ringler DH, Newcomer CE (eds): The Biology of the Laboratory Rabbit, ed 2. New York, Academic Press, 1994.
18. Flecknell PA: Post-operative analgesia in rabbits and rodents. Lab Anim 20(2):34-37, 1991.
19. Smith DA, Burgmann PM: Formulary, in Hillyer EV, Quesenberry KE (eds): Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Philadelphia, WB Saunders Co, 1997, pp 392-403.
20. Perrin A, Milano G, Thyss A, et al: Biochemical and pharmacological consequences of the interaction between methotrexate and ketoprofen in the rabbit. Brit J Cancer 62:736-741, 1990.
21. Mason DE: Anesthesia, analgesia, and sedation for small mammals, in Hillyer EV, Quesenberry KE (eds): Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Philadelphia, WB Saunders Co, 1997, pp 378-391.