

L'ANESTESIA NELLE TARTARUGHE TERRESTRI E PALUSTRI

ANESTHETIC MANAGEMENT OF TERRESTRIAL AND ACQUATIC TURTLES

GIOVANNI BARSOTTI ⁽¹⁾, LEONARDO MORI ⁽²⁾, PIERRE MELANIE ⁽¹⁾,
TERESA ROMEO ⁽³⁾, ELENA BIANCHI ⁽³⁾

RIASSUNTO

Nell'attività clinica quotidiana al medico veterinario sono richieste, con sempre maggiore frequenza, prestazioni professionali sulle tartarughe. Non tutte le specie di cheloni hanno un carattere mansueto, e la loro visita, come anche la realizzazione d'interventi diagnostico-terapeutici, richiede l'esecuzione di una sedazione o di un'anestesia. Le tartarughe differiscono dai mammiferi per particolarità anatomiche e fisiologiche, pertanto i protocolli anestesiológicos ed il monitoraggio del paziente in corso d'anestesia devono essere ben conosciuti ed adattati alle peculiarità di questi rettili.

Parole chiave: tartaruga, anestesia, agenti anestetici.

SUMMARY

Everyday the veterinarian is required to visit a new domestic animal, the turtle. Some species of turtles are wild or can inflict a painful bite, so is necessary a sedation or an anaesthesia in order to perform a clinical examination, a collection of diagnostic samples or for surgical procedures. However, turtles present a very unique morphology and physiology and differ in many ways from mammals. So, anaesthetic management and monitoring of the patient during sedation and anaesthesia should be known, because the drugs and the dosages used successfully in mammals may prove to be inadequate in these species. As a thorough knowledge and understanding of reptilian anatomy and physiology is essential for proper medical treatment and anaesthesia, the main anatomic and physiologic differences of turtles are reported. The blood sampling techniques are described, too. Drugs and dosages commonly used in turtles, with particular emphasis about the more safety anaesthetic techniques, are also examined. Moreover, monitoring the anaesthetised turtle is critical to the successful outcome of anaesthesia and recovery, so heart rate and rhythm, as well as respiratory rate and temperature should be carefully

⁽¹⁾ Dipartimento di Clinica Veterinaria - Direttore Prof. Fabio Carlucci.

⁽²⁾ Collaboratore esterno.

⁽³⁾ Dottorando in Medicina d'Urgenza Veterinaria, anno 2000.

monitored. The latter, in particular, has a great influence on drug metabolism and elimination, then a not adequate temperature during the recovery period can make it longer.

Key words: turtle, anaesthesia, anaesthetic drugs.

INTRODUZIONE

L'inserimento del paziente "tartaruga" nell'attività del medico veterinario sta diventando negli ultimi anni una realtà sempre più attuale. Tra i rettili, la tartaruga è la specie più allevata in cattività perché è un animale silenzioso, poco costoso e facile da gestire.

In Italia sono presenti essenzialmente tre specie di tartarughe terrestri, la *Testudo hermanni*, la *Testudo graeca* e la *Testudo marginata*; tra queste, la specie più diffusa e sicuramente con popolazioni autoctone è la *Testudo hermanni*. Tra le tartarughe d'acqua dolce, l'unica specie autoctona è l'*Emis orbicularis*, da qualche anno minacciata d'estinzione (Ernst & Barbour, 1989; Ferri, 1992). Le piccole tartarughe d'acqua che vediamo ammassate negli acquari dei negozi d'animali appartengono quasi tutte alla famiglia Emididae, in particolare alla specie *Trachemys scripta elegans* o tartaruga dalle orecchie rosse. Gli esemplari di questa specie, importati dalla Florida, possono raggiungere negli anni delle dimensioni ragguardevoli e quindi spesso sono abbandonati in fiumi, laghi e giardini pubblici; ciò potrà rappresentare, in un prossimo futuro, un serio problema per l'ecosistema, soprattutto per la competizione biologica con l'*Emis Orbicularis*. Sono stati rinvenuti in Italia anche esemplari appartenenti alla famiglia Chelidridae, la *Chelidra serpentina* e la *Macrolemys temmincky*, rispettivamente la tartaruga azzannatrice e la tartaruga alligatore. Sono specie pericolose che, se liberate in corsi d'acqua, possono aggredire l'uomo o gli animali domestici, provocando anche gravi mutilazioni.

Per molti anni le cure mediche destinate alle tartarughe sono state gestite dal personale dei negozi d'animali, e si basavano su pratiche empiriche prive di fondamento scientifico. In questo contesto i medici veterinari rivestivano un ruolo marginale, sia per la riluttanza del proprietario nel portare a visita la tartaruga, sia per la mancanza delle conoscenze anatomico-fisiologiche nonché patologiche da parte del

veterinario stesso. Negli ultimi anni la situazione sembra migliorata e la richiesta di prestazioni professionali per la cura dei cheloni sta progressivamente aumentando.

Nonostante le tartarughe siano rettili mansueti e facili da maneggiare, talvolta ci troviamo di fronte a specie selvatiche oppure assai aggressive, in particolare gli esemplari della famiglia Trichionidae (tartarughe dal guscio molle africane) e della famiglia Chelidridae (tartarughe azzannatrici e tartarughe alligatore), in grado di mordere e addirittura amputare una falange: per questo, il contenimento è un requisito fondamentale per la realizzazione di molti interventi diagnostico-terapeutici, in alcuni casi anche per effettuare la visita clinica. I metodi usati in passato per immobilizzare i rettili, come l'ipotermia e l'etere, hanno dimostrato di provocare a questi animali gravi conseguenze metaboliche, mentre l'eccessivo contenimento fisico si rivela del tutto controproducente nella maggior parte dei casi, essendo le tartarughe stress-sensibili. Ne consegue che ricorrere all'anestesia è in molti casi un passo obbligato, ed è pertanto essenziale la conoscenza delle principali procedure anestesologiche (Boyer, 1992).

PECULIARITÀ ANATOMICHE E FISIOLOGICHE

Apparato Tegumentario

La cute delle tartarughe è caratterizzata dalla presenza di squame cornee prodotte dallo strato basale dell'epidermide e dall'assenza di ghiandole sebacee. Lo strato cheratinico superficiale si rinnova periodicamente con il distacco delle scaglie cornee. La cheratina è mista, di tipo ALFA (uguale a quella dei mammiferi) e di tipo BETA (come le penne degli uccelli); solo la *Dermochelys coriacea* non possiede la cheratina di tipo Beta e ciò conferisce al guscio una consistenza molle (Jacobson & Kollias, 1990; Cogger & Zweifel, 1993; Mader, 1996). Il guscio delle tartarughe è composto da due parti: il piastrone ventrale ed il carapace dorsale, robusto rivestimento coriaceo formato da un insieme di lastre cheratinizzate o scudi ossei. Il guscio delle tartarughe si forma embriologicamente da un processo d'ossificazione dermica e rappresenta circa il 30% del peso corporeo (Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997). Per il dosaggio dei farmaci, quindi, si usa sottrarre dal 33% al 66% al peso corporeo totale per compensare

quello del guscio; tale operazione non ha una reale valenza scientifica, considerando soprattutto che il rivestimento corneo dei cheloni è costituito da un tessuto metabolicamente attivo (Mader, 1996).

Sistema Nervoso ed organi di senso

Le tartarughe hanno emisferi cerebrali, cervelletto e globi oculari molto sviluppati, e sono stati i primi vertebrati ad essere dotati di una corteccia cerebrale, sebbene siano Lissencefali (assenza delle circonvoluzioni corticali cerebrali).

Il cervello rappresenta lo 0,5-1% del peso corporeo, contro il 2,2% dell'uomo, ed è suddiviso in 3 parti:

- 1) Parte Anteriore, in cui si distinguono dei ben sviluppati bulbi olfattori;
- 2) Parte Media;
- 3) Cervelletto, che tra le tre è la parte meno sviluppata.

Il midollo spinale, dove si trovano i Centri Locomotori, provvisti di una certa autonomia dall'encefalo, si prolunga fino all'estremità della coda; quest'aspetto giustifica come gravi lesioni al midollo spinale abbiano una prognosi più fausta rispetto ai mammiferi. Nei rettili sono presenti 12 paia di nervi cranici. Nelle tartarughe si hanno solo 2 meningi, l'aracnoide e la dura madre, e lo spazio tra queste due è definito sottodurale. Gli occhi sono ben sviluppati, la sclera è calcificata ed il cristallino è perfettamente sferico. Le orecchie possiedono un timpano esterno e l'udito è rudimentale, essendo la frequenza dei suoni udibili tra 80 e 130 KHz (Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Apparato Cardio-circolatorio

Il cuore delle tartarughe è dotato di tre camere, possiede cioè un setto interatriale completo ed un solo ventricolo. Questa conformazione anatomica suggerisce una certa mescolanza di sangue arterioso e venoso, provenienti rispettivamente dal circolo polmonare e sistemico. In realtà una serie di creste muscolari e la modulazione delle contrazioni ventricolari tendono a separare funzionalmente nel ventricolo i due tipi di circolazione (Johansen, 1959; Mader, 1996).

I tronchi arteriosi, aorta destra e sinistra ed il tronco polmonare, originano dal lume ventricolare. Tra il tronco polmonare (a bassa resistenza) e le aorte (alta resistenza) esiste una differenza pressoria assai

marcata (Johansen, 1959). Questa differenza di pressione è alla base dell'emodinamica cardiaca delle tartarughe, poiché permette di dirigere il sangue dall'atrio destro, attraverso il ventricolo, all'arteria polmonare, mentre solo una piccola frazione di sangue venoso è deviata verso l'aorta (Steggerda & Essex, 1957). L'atrio destro riceve sangue venoso refluo dalla circolazione sistemica attraverso il seno venoso, una grande camera situata sulla superficie dorsale dell'atrio stesso. Nelle tartarughe la sistole atriale destra precede quella sinistra, per evitare al sangue venoso e arterioso di mescolarsi completamente nel ventricolo.

In una tartaruga la normale frequenza cardiaca (circa 34 apm) è influenzata dalla temperatura corporea ed ambientale, dallo stato di salute, dal tasso metabolico e dalla frequenza respiratoria.

L'apparato vascolare è molto simile a quello dei mammiferi, tranne che per la presenza a livello renale del "Sistema Portale Renale". La vena portale renale è un grande vaso che nasce vicino alla confluenza delle vene epigastriche e della vena iliaca esterna. Si trova cranio-dorsalmente ed entra nel rene medialmente a livello dell'ilo, dove si biforca dando luogo a due vene, la vena vertebrale (cranialmente) e la vena ipogastrica (caudalmente). La vena vertebrale drena il sangue proveniente dalla parte dorsale del corpo della tartaruga, mentre la vena ipogastrica riceve il sangue refluo dalla vescica urinaria, dalla cloaca e dagli organi dell'apparato riproduttore. Il Sistema Portale Renale gioca un ruolo fondamentale nel metabolismo dei farmaci; questi, difatti, se somministrati in regioni caudali del corpo, possono essere metabolizzati prima dell'entrata nel circolo sistemico (Mader, 1996).

Apparato Respiratorio

Nella maggior parte delle tartarughe la lingua spessa e carnosa rende difficile l'identificazione della glottide. La laringe è solitamente ubicata nella parte rostrale della bocca, alla base della lingua.

La trachea dei Cheloni è formata da anelli completi, è abbastanza corta e si biforca nei due bronchi principali non appena entra nella cavità celomatica.

I polmoni si trovano dorsalmente, e la loro superficie ventrale è adesa ad una membrana che presenta a sua volta aderenze con fegato, stomaco e pacchetto intestinale. I polmoni delle tartarughe sono strut-

ture grandi, sacculate e suddivise in porzioni simili a lobi, e nel loro aspetto ricordano spugne cave e porose; presentano, inoltre, una struttura più semplice rispetto a quelli dei mammiferi, hanno un volume di ventilazione maggiore ed allo stesso tempo una minore area di superficie respiratoria per lo scambio dei gas, in ogni caso adeguata per animali con un tasso metabolico basso. La superficie polmonare è reticolata, cosparsa di fasci di muscolatura liscia e tessuto connettivo lasso (Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997). La muscolatura liscia della superficie del polmone si contrae e decontrae cambiando il volume dell'organo e di conseguenza dell'aria, che si muove nel suo interno: quest'aspetto è particolarmente importante poiché consente alle tartarughe di respirare anche quando vi sia un difetto nella parete della cavità celomatica (traumi, interventi chirurgici). Nei cheloni, mancando i muscoli intercostali ed il diaframma, si ha un maggiore sviluppo dei muscoli dell'addome e del tronco (arti anteriori e cintura pelvica) per produrre pressione negativa all'interno della pseudocavità toracica: sono proprio i movimenti che questi muscoli imprimono ai visceri addominali i responsabili della produzione delle differenze di pressione alla base della dinamica respiratoria.

Le tartarughe oltre all'areazione alveolare sfruttano, per lo scambio dei gas altre superfici, quali la mucosa cloacale e la faringe, nonché lo scambio gassoso percutaneo. A livello della cloaca troviamo le cosiddette "borse cloacali", usate dalle tartarughe acquatiche per la respirazione sott'acqua e durante il periodo del letargo (Jacobson & Kollias, 1990; Mader, 1996; McArthur, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Apparato Digerente

Le tartarughe sono gli unici rettili privi di denti: sono provvisti di un becco corneo liscio, tagliente come un rasoio nelle specie carnivore, dentellato in quelle erbivore. La lingua carnosa funge da organo gustativo ed in parte anche olfattivo. Lo stomaco è monocavitario; il fegato è bilobato e talvolta presenta una pigmentazione melanica superficiale che gli conferisce un aspetto marmorizzato, non patologico. L'intestino è provvisto di cieco, più sviluppato nelle specie erbivore, dove rappresenta una sorta di ruminazione dei poligastrici (Mader, 1996; McArthur, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Apparato Uro-Genitale

Nelle tartarughe è presente la vescica urinaria, assente nei serpenti; essa è collegata alla cloaca da una corta uretra. Le ovaie ed i testicoli sono situati cranialmente ai reni. Il pene è unico ed intracloacale, con una doccia seminale sulla faccia ventrale (Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

GESTIONE ANESTESIOLOGICA

Visita anestesiologicala

Prima di procedere con una sedazione od un'anestesia, sarebbe opportuno eseguire una visita anestesiologicala, che preveda principalmente la valutazione del peso e della temperatura corporea, misurazione quest'ultima da effettuare a livello della cloaca.

Se la temperatura corporea si abbassa di parecchi gradi sotto la Temperatura Corporea Ottimale (TCO), le tartarughe possono entrare in letargo e questo ad un neofita può dare la sensazione di un'anestesia (in realtà il soggetto può sentire dolore). L'ipotermia, peraltro, deprime le difese immunitarie, altera in maniera grave la via metabolica d'eliminazione dei farmaci e la normale omeostasi dell'organismo.

Il chelone da anestetizzare, soprattutto se erbivoro, dovrebbe essere sempre a digiuno da almeno 24 h; lo stato di replezione dell'apparato digerente, difatti, può alterare la dinamica respiratoria, poiché i polmoni sono posti dorsalmente rispetto al pacchetto gastro-intestinale.

La visita anestesiologicala dovrebbe prevedere l'esecuzione di radiografia, ecografia, elettrocardiogramma e soprattutto esami ematochimici. Nei cheloni il prelievo di sangue si effettua dal seno venoso coccigeo (dorsalmente alla coda), dalle vene brachiale e giugulare, oppure dal seno venoso post-occipitale.

Molti parametri della biochimica sierica delle tartarughe sono influenzati dallo stato di nutrizione, dalle condizioni ambientali, dal sesso e dall'età; la loro interpretazione può, quindi, risultare difficoltosa (Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997; Booth & Bryden, 1999). Spesso la quantità del campione raccolto è appena sufficiente per la valutazione di pochi parametri. Se non è possibile effettuare un esame ematochimico completo, sarebbe importante eseguire almeno

un test dell'urea ematica e del glucosio, ottenendo poche gocce di sangue con il taglio di un'unghia o mediante scarificazione cutanea con uno stilo vaccinale. Il sangue delle tartarughe emolizza rapidamente in presenza di EDTA, per questo motivo è meglio utilizzare eparina come anticoagulante (Jacobson & Kollias, 1990; Mader, 1996; McArthur, 1996; Firmin, 1997; Quesenberry & Hillyer, 1997; Booth & Bryden, 1999).

Vie di somministrazione dei farmaci anestetici

- Sottocutanea (SC): si esegue a livello della cute della regione ascellare e del collo; si evita la regione della coscia a causa del Sistema Portale Renale.

- Intramuscolare (IM): si esegue nei muscoli pettorali; anche in questo caso si evita la somministrazione a livello della coscia.

- Intravenosa (IV): è possibile eseguirla solo nei soggetti di grandi dimensioni a livello della vena giugulare o nel seno venoso dorsale della coda.

- Intracelomatica (ICE): si utilizza per la somministrazione d'alcuni farmaci anestetici come il pentobarbitale sodico. Mantenendo l'arto anteriore in estensione, s'introduce l'ago perpendicolarmente all'asse sagittale, cranialmente, nei pressi della giunzione con il piastrone.

- Intrapolmonare (IP): è la principale via di somministrazione degli agenti volatili, può essere effettuata con intubazione endotracheale o tramite l'impiego di camere anestetiche.

- Intraossea (IO): l'iniezione del farmaco è eseguita con un ago da 25 G nel canale midollare di femore o tibia.

Anestesia locale

L'anestesia locale è effettuata solo in caso d'interventi di piccola chirurgia, quali l'asportazione di neoformazioni cutanee ed il trattamento di ferite di piccole dimensioni. Generalmente come agente anestetico si impiega la lidocaina al 2% (Frye, 1991; Mader, 1996; McArthur, 1996).

Premedicazione

La somministrazione di farmaci preanestetici non è sempre prevista nei protocolli anestesiológicos delle tartarughe; in alcuni casi è addi-

rittura controindicata. Si preferisce evitare, ad esempio, di premedicare il soggetto quando non è rispettata la TCO di specie, in caso di condizioni generali scadenti oppure quando è presente uno stato di shock.

I farmaci preanestetici impiegati sono quelli riportati nella Tabella I.

Tab. I. Dosaggi suggeriti dei farmaci preanestetici nelle tartarughe. *Suggested doses of preanaesthetic agents for use in turtles.*

Atropina solfato/ <i>Atropine sulphate</i>	0,04 mg/kg	IV o ICE
Glicopirrolato/ <i>Glycopyrrolate</i>	0,01 mg/kg	IM o SC
Acepromazina/ <i>Acepromazine</i>	0,1-0,5 mg/kg	IM
Diazepam	0,22-0,62 mg/kg	IM o SC
Midazolam	2 mg/kg	IM o SC
Xilazina/ <i>Xylazine</i>	0,5-1,2 mg/kg	IM o SC

Anestesia iniettabile

In alcune specie di tartarughe praticare un'iniezione intravenosa o intramuscolare può essere indaginoso, sia per la difficoltà di contenimento che per quella di reperire un sito d'inoculo adeguato. Un anestetico iniettabile deve avere in primo luogo un alto indice terapeutico e deve essere facilmente somministrabile, senza provocare necrosi tissutale, flogosi ed eccessivo dolore. Nel protocollo anestesilogico iniettabile sarebbe preferibile impiegare farmaci antagonizzabili, per consentire una pronta reversibilità degli effetti in caso di complicanze durante l'intervento, reazioni indesiderate e imprevedibili, come pure in caso di sovradosaggio. Quest'ultimo aspetto è particolarmente importante nelle tartarughe poiché, a causa di un metabolismo molto lento, un eccessivo dosaggio può determinare un'anestesia troppo profonda, che richiede talvolta giorni per un completo recupero.

I principali agenti iniettabili usati nelle tartarughe sono riportati nella Tabella II.

Oppioidi

Non rivestono molta importanza, sia per la mancanza di dati sperimentali, sia per la refrattarietà delle tartarughe nei confronti di questi agenti anestetici (Jacobson & Kollias, 1990; Frye, 1991; Mader, 1996).

Tab II. Dosaggi suggeriti degli anestetici iniettabili nelle tartarughe. *Suggested doses of injectable anaesthetic for use in turtles.*

Ossimorfone/ <i>oxymorphone</i>	0,025-0,10 mg/kg	IV
Etorfina cloridrato/ <i>etorphine hydrochloride</i>	0,15-5 mg/kg	IV
Pentobarbital	10-30 mg/kg	IV
Pentobarbital	16 mg/kg	ICE
Tiopentale sodico/ <i>thiopentone sodium</i>	15-30 mg/kg	IV
Ketamina/ <i>ketamine</i>	20-80 mg/kg	IV, IM
Tiletamina-zolazepam/ <i>tiletamine-zolazepam</i>	3,5-10 mg/kg	IV
Tiletamina-zolazepam/ <i>tiletamine-zolazepam</i>	10-30 mg/kg	IM
Propofol	5-15 mg/kg	IV

Barbiturici

Essendo sostanze altamente istolesive, devono essere somministrati solo ed esclusivamente per via endovenosa, pertanto vanno utilizzati in tartarughe mansuete o premedicate. Il pentobarbital è l'unico che, previa diluizione, può essere somministrato anche per via SC o ICE. In genere i barbiturici nelle tartarughe hanno un tempo d'induzione imprevedibile ed un periodo di recupero lungo, talvolta accompagnato da iperalgesia. La via metabolica di questi agenti anestetici è sconosciuta (Frye 1991; Mader, 1996; McArthur, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Agenti dissociativi

La ketamina cloridrato, come anche l'associazione tiletamina-zolazepam, sono molto impiegati nelle tartarughe sia per il loro elevato indice terapeutico, che per la facilità di somministrazione. La ketamina cloridrato è somministrata a dosi variabili da 20 ad 80 mg/kg. Tra 80 e 100 mg/kg si ottiene una buona anestesia chirurgica sebbene a questi dosaggi l'animale vada spesso in arresto respiratorio e quindi debba essere ventilato. L'induzione dell'anestesia per via endovenosa è quasi istantanea. L'impiego del diazepam associato alla ketamina, oltre a contenere gli spasmi tonico-clonici e l'ipertono muscolare, prolunga e potenzia gli effetti, inibendone il metabolismo; i due farmaci associati hanno, quindi, un effetto sinergico. Nei soggetti debilitati la fase di risveglio può essere molto lunga (da 24 a 96 ore). Nelle tartarughe la ketamina, non metabolizzata, è eliminata a livello renale, pertanto la fluidoterapia associata alla somministrazio-

ne di basse dosi di furosemide, ne aumenta la clearance. Gli antagonisti della ketamina sono la 4-amminopiridina e la yoimbina cloridrato.

L'associazione tiletamina-zolazepam (Zoletil®) presenta una farmacodinamica simile a quella ketamina cloridrato-diazepam. Nelle tartarughe lo Zoletil® induce un buon miorelaxamento ed un'ottima anestesia chirurgica, in funzione soprattutto della dose impiegata. La somministrazione IM permette l'induzione in 8-20 minuti, mentre per via IV è quasi istantanea (Frye, 1991; Mader, 1996; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Propofol

L'impiego endovenoso è stato segnalato solo di recente alle dosi di 5mg/kg (Divers, 1996) e di 12-15 mg/kg (Mader, 1996). Si ottiene un'induzione variabile (1-5 minuti), quindi è importante essere cauti nella somministrazione di dosi aggiuntive. L'anestesia che si ottiene con propofol ha una durata di 15-25 minuti, sufficienti in ogni caso per effettuare procedure minori quali caudectomie, biopsie cutanee, lavaggi bronchiali, endoscopie, radiografie, ecc (Divers, 1996; Mader, 1996); il risveglio in media si ottiene in 25-40 minuti. Le tartarughe anestetizzate con propofol possono presentare apnee di 20 minuti e più; tuttavia, se il paziente viene regolarmente ventilato e mantenuto ad adeguata temperatura ambientale, i rischi di decesso sono ridotti al minimo (McArthur, 1996). È stato proposto l'impiego del propofol anche per via intraossea (Fonda, 1999).

Associazioni

Alcuni Autori hanno proposto associazioni di diversi farmaci: tra questi ricordiamo la miscela ZKX (Croce, 1999) [Zoletil® (500 mg), Ketamina 10% (2,5 ml), Xilazina 2% (2,5 ml)], somministrata alla dose di 0,15 ml/Kg per via IV lenta o IM. Il tempo d'induzione è molto lungo (50 minuti) e l'effetto si protrae per circa un'ora, con un discreto miorelaxamento. Il risveglio, dopo somministrazione d'atipamezolo (0,25 mg IM ogni 10 mg di Xilazina inoculata), si osserva dopo 20-30 minuti nelle tartarughe più giovani, dopo 2-3 ore negli esemplari adulti. Il grado d'anestesia ottenuto consente d'effettuare solamente interventi di piccola chirurgia, non intracelomatici od ortopedici.

Anestesia inalatoria

È la tecnica anestesiológica migliore nelle tartarughe per il buon margine di sicurezza offerto. Spesso l'induzione gassosa (maschera facciale o camera anestesiológica) è poco efficace soprattutto perché l'animale, sentendo l'odore del gas, tende a trattenere il respiro: sono quindi necessarie dosi molto alte d'anestetico abbinate a flussi elevati. Nei cheloni l'intubazione può avvenire con tubi endotracheali in silicone non cuffiati, per non danneggiare la trachea provvista d'anelli completi non espandibili. In alternativa ad i tracheotubi in silicone è possibile utilizzare deflussori per fleboclisi oppure cateteri urinari o endovenosi. Per effettuare l'intubazione endotracheale l'animale può essere indotto con una miscela di ketamina e diazepam somministrata IM (10 mg/kg di ketamina e 0,5 mg/kg di diazepam). I circuiti anestesiológicos più adatti ai cheloni sono quelli semi-chiusi, in particolare il Bain o il T di Ayre.

Durante la fase più profonda dell'anestesia generale gassosa, la tartaruga cessa di respirare spontaneamente, quindi deve essere mantenuta con una respirazione assistita (2-4 atti respiratori al minuto) a basse pressioni d'insufflazione, per evitare danni iatrogeni ai polmoni (Frye, 1991; Mader, 1996; McArthur, 1996; Moon & Stabenau, 1996).

Vengono utilizzati principalmente 3 agenti anestetici volatili (alotano, isofluorano, sevofluorano) ed un anestetico gassoso (protossido d'azoto).

L'alotano si eroga con un vaporizzatore di precisione ad una concentrazione variabile dal 2 al 5,5% per l'induzione, da 1,5 al 2,5% per il mantenimento. Il recupero in genere avviene 10 minuti dopo la sospensione dell'erogazione. Nelle tartarughe l'alotano è potente depressore dell'attività cardiaca (Heard, 1993; Mader, 1996).

L'isofluorano nei cheloni è eliminato esclusivamente per via polmonare; per questo motivo è l'agente di prima scelta in pazienti debilitati o compromessi. Concentrazioni d'isofluorano del 4-5% in 3-4 litri al minuto di O₂ inducono l'anestesia in 6-20 minuti. La fase di recupero è variabile, e possono manifestarsi in maniera transitoria ipossiemia, acidemia progressiva, ipercapnia e acidosi lattica; il risveglio può essere preceduto da tachicardia e tachipnea, sebbene queste reazioni scompaiano a distanza di 24 ore (Heard, 1993; Mader, 1996).

Il sevofluorano è senza dubbio il più attuale e il più sicuro agente anestetico inalatorio da utilizzare nei rettili. L'induzione avviene in

circa 3 minuti ed il tempo di recupero è risultato assai variabile in funzione della specie e dell'età, con una media di 30 minuti \pm 10. Per questo motivo molti Autori considerano il sevofluorano il più importante ed efficace agente anestetico inalatorio nelle tartarughe, determinando una rapida induzione ed un rapido risveglio, con elevato indice terapeutico (Mader, 1996; McArthur, 1996; Gaynor e coll., 1997; Bennet, 1997).

Il protossido d'azoto, aggiunto al flusso di O₂ nella proporzione di 1:1, permette d'ottenere una tranquilla e più rapida induzione, e riduce dal 25 al 75% la concentrazione minima alveolare d'agente volatile necessaria al raggiungimento dell'anestesia chirurgica. Il protossido d'azoto determina miorilassamento e analgesia (Frye, 1991). Sedgwick (1991) raccomanda una concentrazione di protossido d'azoto di almeno il 50%, ma mai superiore al 75%. Una volta che si sia raggiunto il piano d'anestesia desiderato, l'erogazione del protossido può essere ridotta o completamente sospesa.

Monitoraggio dell'anestesia

Le principali funzioni vitali del paziente "tartaruga" possono essere rilevate clinicamente e/o con monitoraggio strumentale. Il polso può essere valutato soprattutto a livello femorale, apprezzandone solamente la frequenza. È importante anche una valutazione costante del ritmo cardiaco e della retrazione degli arti e della coda. Visivamente si possono osservare il colore delle mucose ed il movimento respiratorio a livello cutaneo, nel punto d'inserzione tra collo ed arti anteriori. Il monitoraggio strumentale può prevedere l'impiego di un pulsiossimetro e di un termometro intracloacale. Nel monitoraggio cardiocircolatorio si può impiegare il doppler che, rispetto all'elettrocardiogramma, è utilizzabile anche negli esemplari di ridotte dimensioni. Il basso potenziale elettrico di superficie generato dalle tartarughe più piccole, infatti, non è rilevato dagli elettrodi dell'elettrocardiogramma.

Il controllo della temperatura corporea e di quella ambientale è estremamente importante durante l'anestesia, ed è possibile eseguirlo mediante l'utilizzo di termometri digitali. L'ipotermia è una comune causa di prolungato risveglio, quindi si raccomanda una temperatura ambientale di 20-30°C (Jacobson & Kollias, 1990; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Vari Autori suggeriscono che alte temperature (30°C) favoriscono l'assorbimento e l'eliminazione dei farmaci (Jones, 1977; Lawrence & Jackson, 1983). Idealmente la temperatura ambientale in sede d'anestesia dovrebbe eguagliare la TCO delle singole specie.

Risveglio e rianimazione

La qualità e la durata del risveglio dipendono dalla specie della tartaruga, dalla durata dell'anestesia, dall'invasività dell'eventuale intervento chirurgico, dalle condizioni del paziente, dagli agenti anestetici utilizzati e dalle misure di sostegno adottate.

Nei cheloni il recupero post-anestetico deve avvenire in un ambiente tranquillo, con condizioni di temperatura ed umidità il più vicino possibile o leggermente superiori al *range* ottimale della specie (TCO). Per questo motivo il paziente deve essere sistemato in terrari quando si tratta di tartarughe di terra, in terracquari quando siamo di fronte ad esemplari acquatici, in modo da regolare temperatura, umidità ed illuminazione in funzione delle esigenze della specie. Deve essere evitato il caldo eccessivo, causa di un aumento notevole dell'attività metabolica del paziente, con incremento anche della domanda d'ossigeno dei tessuti, e di una ricaduta in uno stadio d'anestesia profonda, fino al decesso. Il motivo di quest'ultimo evento risiede probabilmente nel fatto che alcuni farmaci anestetici, sequestrati a livello di tessuto adiposo, sono mobilizzati a causa di un aumento del metabolismo dovuto alle temperature elevate, con possibile depressione respiratoria (Jacobson & Kollias, 1990).

Nella fase di risveglio è raccomandabile idratare l'animale con somministrazione di liquidi in quantità pari al 2-4% del peso corporeo.

È necessario controllare, inoltre, le variazioni della frequenza respiratoria. In alcuni casi è possibile rianimare pazienti con arresto cardio-respiratorio, utilizzando il doxapram cloridrato alla dose di 5 mg/kg per via endovenosa (Martinez, 1994; Quesenberry & Hillyer, 1997).

Quando il risveglio si protrae per diversi giorni è opportuno tenere sotto stretta osservazione i pazienti, poiché non sono in grado di attuare i meccanismi fisiologici per la regolazione della loro temperatura corporea. Se rimangono su una superficie troppo calda possono riportare gravi ustioni, d'altro canto una superficie fredda può assorbire calore dall'animale anche se l'ambiente è riscaldato.

Un valido indice del recupero funzionale post-anestesiologico di una tartaruga è la riacquisizione della stazione fisiologica dopo posizionamento in decubito dorsale (Jacobson & Kollias, 1990; Martinez, 1994; Malley, 1997; Quesenberry & Hillyer, 1997).

CONCLUSIONI

Da un'analisi delle diverse tecniche anestesiolgiche estrapolate dalla letteratura, l'utilizzo nei cheloni d'agenti anestetici inalatori appare indubbiamente più vantaggioso dal punto di vista della maneggevolezza, del tempo di induzione e del risveglio: tra questi il sevoflurano è considerato dalla maggior parte degli Autori il più sicuro. Tuttavia, a favore degli agenti iniettabili depongono la loro maggiore economicità e possibilità d'impiego senza specifici macchinari. Il propofol e miscele anestesiolgiche come lo ZKX non forniscono un piano anestesiolgico ottimale, quindi possono essere utilizzati solo per interventi minori; i barbiturici hanno un basso indice terapeutico. Per interventi di chirurgia maggiore, quindi, il protocollo anestesiolgico iniettabile migliore sembra essere, secondo alcuni Autori, quello ottenuto con l'associazione d'agenti dissociativi e benzodiazepine sebbene, soprattutto l'associazione tiletamina-zolazepam debba essere evitata in pazienti particolarmente defedati.

BIBLIOGRAFIA

- BENNET A. (1997). Principles of Reptiles Surgery. VI Jornadas Internacionales de Cirurgia Veterinaria SECIVE, Barcellona, 195-204.
- BOOTH R., BRYDEN D. (1999). Clinical procedures in tortoises and lizards. *Internal Medicine*, 15: 229-238.
- BOYER T.H. (1992). Clinical Anesthesia of reptiles. *Bull. Assoc. Reptil and Amphibian Veter.*, 2: 10-13.
- COGGER H.G., ZWEIFEL R.G. (1993). Anfibi e Rettili. Editoriale Giorgio Mondadori, Milano.
- CROCE A. (1999). Utilizzazione della Miscela Anestetica Iniettabile "ZKX" in piccoli animali Esotici e Selvatici. *Veterinaria*, 13 (4): 85-88.
- DIVERS S.J. (1996). The use of Propofol in reptile anesthesia. Proc. of the 3d annual Conf. of ARAV, Florida, 57-59.
- ERNST C.H., BARBOUR R.W. (1989). *Turtles of the world*. Smithsonian Institution Press.

- FERRI V. (1998). Il grande libro delle tartarughe e delle Tartarughine. De Vecchi Editore, Roma.
- FIRMIN Y. (1997). Tortoise Consultations. Summa 14 (1): 31-42.
- FONDA D. (1999). Anestesia Intraossea con Propofolo nella Tartaruga d'acqua (*Trachemys scripta elegans*). Atti del Congresso SICV, Giardini Naxos, 321-329.
- FRYE F.L. (1991). Biomedical and Surgical Aspects of Captive Reptile Husbandry. Krieger Malabar, Florida.
- GAYNOR J.S., ROONEY M.B., LEVINE G., MCDONALD E., WIMSATT J. (1997). Sevoflurane anesthesia in desert tortoises (*Xerobates agassizi*). Vet. Surg., 27 (2): 167-169.
- HEARD D.J. (1993). Principles and techniques of anesthesia and analgesia for exotic practice. Vet. Clin. of North Am: Small Anim. Prac., 23 (6): 1301-1321.
- JACOBSON E.R., KOLLIAS G.V. (1990). Animali Esotici. Edizioni SBM Noceto.
- JOHANSEN K. (1959). Circulation in the three-chambered snake heart. Circulation Research, 7: 828-832.
- JONES D.M. (1977). The sedation and anesthesia of birds and reptiles. Vet Rec, 101: 340-343.
- LAWRENCE K., JACKSON O.F. (1983). Alphaxalone/Alphadolone acetate anesthesia in reptiles. Vet. Rec., 112: 26-28.
- MADER D.R. (1996). Reptile Medicine and Surgery. WB Saunders Company, Philadelphia.
- MALLEY D. (1997). Reptile anesthesia and the practising veterinarian. In Practice, 19 (7): 351-368.
- MARTINEZ S.A. (1994). Manual Clinico de Reptiles. Grass Iatros Ediciones, Barcellona.
- MCCARTHUR S. (1996). Veterinary management of tortoises and turtles. Blackwell Science, Oxford (UK).
- MOON P.F., STABENAU E.K. (1996). Anesthetic and postanesthetic management of sea turtles. J. Am. Vet. Med. Assoc., 208 (5): 720-726.
- QUESENBERRY K.E., HILLYER E.V. (1997). Medicina degli animali esotici. Delfino Editore, Roma.
- SEDEGWICK C.J. (1991). Allometrically scaling the data base for vital sign assessment in general anesthesia of zoological species. Proc. Am. As. of Zoo Veterinary, 41-42.
- STEGGERDA, F.R., ESSEX, H.E. (1957). Circulation and blood pressure in the great vessels and heart of the turtle (*Chelydra serpentina*). Am. J. of Physiol., 190: 320-326.