

NOTE DI ANESTESIA PRATICA NEGLI UCCELLI

LEONARDO BRUNETTI, ROSANNA TROSSARELLO

Medico Veterinario, Libero Professionista, Pistoia
Centro Medico Veterinario - Via Bonellina, 239 - 51100 Pistoia PT

Riassunto

Nella medicina aviare l'anestesia deve essere impiegata per un maggior numero di procedure rispetto a quanto necessario nella pratica clinica quotidiana nei cani o nei gatti. I nostri pazienti alati, ad esempio, devono essere posti in anestesia a volte per un semplice prelievo ematico o per evitare loro stress da cattura o da contenimento.

Lo scopo del presente lavoro è di dare al clinico pratico, che si occupa anche saltuariamente di medicina aviare, l'opportunità di eseguire una anestesia corretta e sicura.

Gli uccelli hanno un sistema di ventilazione estremamente efficiente, sensibile e delicato, perciò il veterinario, dedito alla medicina aviare, deve avere dimestichezza con varie procedure anestesilogiche, utilizzabili in questi animali, per potere scegliere con sicurezza un proprio metodo efficace e sicuro che verrà consolidato con l'esperienza.

Summary

In avian medicine anesthesia had to be employed for more procedures than in ordinary dog and cat clinical practice. Our winged patients, for example had to be anesthetized sometimes for a simple blood collection or to avoid stress due to capture or constriction.

In the present work we mean to give the clinician who works even occasionally with birds, the opportunity to execute a correct and safe anesthesia.

Birds have a very efficient, sensitive and delicate respiratory system, so the avian veterinary will be able to use different anesthetic procedures, in order to choose a personal efficient and safe method, which will be consolidate with experience.

COME ANESTETIZZARE UN UCCELLO

Considerazioni preliminari

Prima di sottoporre un paziente all'anestesia vanno considerate alcune variabili individuali, qui sotto elencate, che possono influenzare la risposta del soggetto ai vari agenti anestetici utilizzabili.

Queste variabili sono:

- specie
- dimensioni
- età
- ritmi biologici
- condizioni fisiche
- stress
- anoressia
- digiuno

Prima di anestetzare un paziente in buone condizioni di salute è importante eseguire alcuni esami di laboratorio che ci consentiranno di valutare la capacità del soggetto di sopportare l'anestesia senza problemi.

I parametri fondamentali da controllare sono:

- ematocrito
- proteine totali
- glicemia¹

Tuttavia, in soggetti dove il semplice contenimento manuale necessario per effettuare il prelievo ematico può risultare così stressante da metterne in pericolo la vita, l'esecuzione di questi test può essere rimandata al momento in cui il paziente si trovi già in anestesia stabilizzata.

Dopo avere valutato i fattori finora elencati si eseguono l'anamnesi e la visita clinica di routine, con particolare attenzione alla funzione cardiopolmonare e respiratoria. Il paziente deve essere osservato da lontano per evidenziare

eventuali alterazioni come tachipnea e respirazione a becco aperto.

Si devono quindi osservare da vicino le narici, per escludere la presenza di occlusioni o malformazioni. La palpazione del gozzo ci può rivelare l'esistenza di dilatazioni o la presenza di cibo che potrebbero interferire con la funzione respiratoria (se nell'ingluvie è presente cibo questo potrebbe essere rigurgitato durante l'anestesia).²

Negli uccelli che devono essere sottoposti ad intervento chirurgico andranno attentamente valutati lo stato di idratazione e, possibilmente, la pressione ematica, con un apparecchio doppler a ultrasuoni o per lo meno con l'osservazione del turgore delle vene periferiche.²

Digiuno

Prima di ogni anestesia bisogna decidere se è necessario lasciare a digiuno il paziente ed eventualmente per quanto tempo.

Nel caso in cui si esegua una anestesia iniettabile, l'uccello, durante la fase di risveglio, non è in grado di alimentarsi per alcune ore e ciò potrebbe provocare l'insorgenza di uno stato di ipoglicemia. Per questa ragione diventa indispensabile non prolungare troppo i tempi di digiuno dei pazienti, adeguandoli alle dimensioni e allo stato di salute del soggetto.

DIGIUNO (anestesia iniettabile)

soggetti di peso > di 500 g	Fino a 12 ore
soggetti di peso < di 500 g	da 0 a 6 ore
soggetti di peso < di 100 g	non oltre le 2 ore
nettarivori	da 4 a 12 ore

Se si esegue un'anestesia gassosa con isofluorano, il digiuno deve essere effettuato rigorosamente; se il paziente non è digiuno può infatti facilmente vomitare, in particolare se si tratta di un rapace.

Il risveglio da questa anestesia sarà molto rapido e l'uccello si alimenterà nel giro di pochi minuti, sarà così possibile evitare problemi di ipoglicemia. In generale si consiglia prima dell'anestesia gassosa un digiuno di 12-24 ore a seconda della taglia, anche se con soggetti di taglia molto piccola non si devono superare le 4 ore.²

Nella scelta del tipo di intervento anestesiológico da effettuare è importante ricordare che non ci sono protocolli fissi, ma ogni caso va valutato individualmente. I pazienti defedati, vanno considerati attentamente, noi sconsigliamo di praticare in questi soggetti una anestesia per effettuare manualità non dolorose che richiedono tempi di esecuzione brevi.

ANESTESIA INIETTABILE

L'anestesia iniettabile viene impiegata con successo in molte specie aviari e trova la sua indicazione ideale in soggetti di grandi dimensioni, come gruiformi o ratiti che sono difficilmente contenibili. L'anestetico viene inoculato

con un'unica dose per via intramuscolare nei muscoli pettorali o nel gastrocnemio.

In questi soggetti l'anestesia iniettabile si può utilizzare semplicemente come induzione per proseguire, se necessario, con l'anestesia gassosa.

In ogni caso se non si dispone dell'attrezzatura per eseguire una anestesia gassosa, è possibile impiegare l'anestesia iniettabile in tutte le specie aviari, in soggetti non defedati, con buoni margini di sicurezza.

Molte sostanze iniettabili sono utilizzate per anestetizzare gli uccelli. Riportiamo i dosaggi di alcune tra quelle più comunemente impiegate nella tabella che segue.

Farmaco	Dose (mg/kg) i.m.	Specie
Ketamina /Xylazina	10-30/ 2 –6 2-4 / 2,2	Tutte Ratiti (X: 10 min. prima)
Ketamina/Medetomidina	11-20 / 60 – 180 2-7 / 50-100 5-10 / 100-200	Rapaci diurni Tutte Oche, Anatidi
Ketamina/Diazepam	10-50 / 0,5 –2 5-30 / 0,5 – 2 5-10 / 0,1-0,2	Psittacidi Tutte Ratiti (induzione)
Tiletamina/Zolazepam	10-30 5-15 6-7	Tutte Ratiti Anatidi

In questo lavoro intendiamo inoltre descrivere dettagliatamente la mistura composta da ketamina e xylazina che utilizziamo nella nostra clinica, da noi denominata "Mistura 1+1+1"

1+1+1

1 ml di ketamina al 10%
+
1 ml di xylazina al 2%
+
1 ml di acqua per preparazioni iniettabili

dosaggio
0,1 ml/100 g/i.m.

L'utilizzo di questa mistura ci ha permesso di semplificare notevolmente i calcoli per il dosaggio dei farmaci impiegati, esprimendo la dose complessiva da somministrare in ml/g.

La mistura deve essere preparata con molta attenzione, così come deve essere accuratamente pesato il soggetto da porre in anestesia; si consiglia di prelevare i tre farmaci componenti la mistura con tre diverse siringhe da insulina per evitare di fare cambiare la concentrazione dei diversi farmaci nella soluzione finale.

La mistura è stabile e, una volta preparata, può essere conservata in frigorifero per 30 giorni e oltre, senza diminuzione della sua efficacia o alterazione dei suoi componenti.

Con il suo utilizzo si ottiene una discreta profondità anestetica e un buon rilassamento muscolare.

Per azione sinergica della xylazina e della ketamina, aumenta il rilassamento muscolare ottenuto, rispetto a quello indotto con l'uso della sola ketamina, inoltre la durata dell'anestesia chirurgica risulta aumentata e gli effetti eccitativi al risveglio diminuiti.

La mistura impone dei tempi di risveglio molto lunghi. A volte abbiamo riscontrato: bradipnea, acidosi, ipossia.

Nella nostra esperienza questi ultimi effetti collaterali si possono facilmente evitare somministrando inizialmente metà della dose totale consigliata per via intramuscolare e valutando poi gli effetti anestesiológicos ottenuti. Se risulta necessario prolungare l'anestesia, si consiglia di aggiungere la quantità rimanente, per via intramuscolare, oppure 1/3 della dose totale consigliata per via endovenosa.

Occorre agire con prudenza, soprattutto con soggetti di specie poco o per nulla conosciute, esistono infatti variazioni nel piano anestesiológico raggiunto dalle diverse specie e dai diversi individui, ad uguale dosaggio utilizzato.

Particolare cautela deve essere posta per l'uso della "Mistura 1+1+1" in:

- **rapaci** che necessitano di dosi complessive minori;
- **soggetti obesi** che spesso raggiungono un piano anestesiológico insufficiente e richiedono inoculazioni successive (attenzione agli accumuli del farmaco, che possono dare effetti irreversibili);³
- **piccioni** che richiedono un dosaggio più alto (anche doppio rispetto a quello consigliato) se si utilizza la via intramuscolare.

Se i soggetti da porre in anestesia sono facilmente contenibili si consiglia di somministrare la miscela per via endovenosa (somministrando una quantità complessiva minore di farmaco e cioè circa 2/3 del dosaggio totale consigliato per la via intramuscolare) ma inoculandola molto lentamente. Con la somministrazione e.v. si ottiene una induzione più rapida e si raggiunge un piano anestesiológico più profondo, anche il successivo risveglio richiede tempi minori.

Risveglio

Uno dei maggiori inconvenienti dell'anestesia iniettabile in genere è il risveglio lento che impedisce al soggetto di alimentarsi e, di conseguenza, provoca ipoglicemia e deplezione delle riserve di glicogeno. Questo è molto pericoloso soprattutto nei soggetti di piccola mole, come la maggior parte dei fringillidi. Anche l'ipotermia dell'animale posto in anestesia risulta prolungata rispetto a quella provocata dall'anestesia gassosa con l'isofluorano. Il quadro clinico può essere aggravato da iperdosaggio dell'anestetico.

Gli uccelli nella fase di risveglio devono essere tenuti al caldo, al buio, in un luogo tranquillo e al riparo da autotraumatismi. L'animale ipotermico al momento del risveglio non deve essere riscaldato troppo rapidamente perché l'improvvisa vasodilatazione aggraverebbe l'ipovolemia e aumenterebbe la richiesta metabolica di glucosio, tutto ciò potrebbe indurre morti improvvise, a distanza di alcune ore dal risveglio.²

È consigliabile quindi un riscaldamento graduale con una borsa termica in gomma contenente acqua moderatamente calda, mentre l'animale viene posto in una scatola di cartone (Fig. 1).



FIGURA 1 - Durante il risveglio che segue una anestesia iniettabile, l'animale viene posto in una scatola di cartone avvolto in un panno.

Utilizzando atipamezolo, un farmaco alfa-2 adrenergico antagonista, che agisce da antidoto alla xylazina, si eliminano gli effetti della stessa e si abbrevia notevolmente il tempo di risveglio. Nella nostra clinica usiamo l'atipamezolo alla dose di 1 milligrammo per 10 mg di xylazina iniettati per via intramuscolare.⁵

Anche il doxapram, alla dose di 5-10 mg/kg, im, ev, abbrevia il risveglio.⁴

ANESTESIA GASSOSA

Isofluorano

È senza dubbio l'anestetico inalatorio di elezione per l'esecuzione di una anestesia gassosa nei volatili

L'isofluorano è un anestetico inalatorio stabile e non infiammabile. Ha una solubilità ematica molto bassa (1-4%) e viene metabolizzato pochissimo dall'organismo (0,3%) e soprattutto ha una minore tossicità (non è teratogeno e non ha tossicità epatica e renale) rispetto agli altri anestetici volatili.

Per una migliore comprensione dei vantaggi che presenta l'isofluorano in confronto all'alotano riportiamo, nella pagina seguente, una tabella comparativa dei 2 anestetici.

Materiali per l'anestesia gassosa

Per impiegare l'isofluorano è necessario disporre di un apparecchio per l'anestesia gassosa. Chi già possiede un apparecchio fisso con il vaporizzatore per l'alotano, può semplicemente fare aggiungere al circuito un vaporizzatore per l'isofluorano.

Per chi non possiede una macchina per l'anestesia gassosa fissa e si vuole attrezzare, è molto più indicato acquistare un apparecchio mobile, in questo modo l'impianto può essere sfruttato per diverse occasioni anestesiológicas, come ad esempio l'esecuzione di radiografie, la medicina d'urgenza, i prelievi ematici e gli interventi in campo.

Isoflurano	Alotano
VANTAGGI	
lungo intervallo tra apnea e arresto cardiaco bassa tossicità buon rilassamento muscolare insolubile nel sangue risveglio rapidissimo rapidissimo ritorno alle normali funzioni organiche metabolizzato allo 0,3%	rapido risveglio e rapido ritorno a T °C normale odore non sgradevole non esplosivo variazione limite dei livelli di anestesia moderato rilassamento muscolare non costoso
SVANTAGGI	
odore pungente alto costo diminuzione della pressione ematica depressante del respiro diminuzione della T °C vomito	aritmie cardiache danni epatici e renali metabolizzato al 10-20% rischio per il personale di sala apnea e arresto cardiaco simultanei aumento secrezioni mucose endotracheali morti inspiegabili in animali sani depressante del respiro

Induzione

Si utilizza una concentrazione al 4-5% di isoflurano con 2-3 l/min di ossigeno. Il piano anestetico chirurgico viene raggiunto in 30-90 sec.

Per ottenere l'induzione si regola il vaporizzatore, per qualche minuto, ad una concentrazione di isoflurano al 4-5%, con 2-3 l/min. di ossigeno. L'apnea che segue l'induzione è comune negli animali eccitati.

Il soggetto viene contenuto manualmente e la sua testa viene inserita all'interno di una "maschera da induzione" (Fig. 2).



FIGURA 2 - Maschera di induzione in un *Cacatua delle Molucche*.

Negli uccelli di taglia media si usano maschere facciali per cani e gatti. Nei soggetti più piccoli, noi utilizziamo delle siringhe, alle quali, dopo avere tolto lo stantuffo, viene applicato dall'esterno, nella porzione aperta, un pezzo di guanto chirurgico in lattice, nel quale pratichiamo un foro sufficiente a fare passare la testa dell'uccello anestetizzato. Il beccuccio della siringa, così modificata, viene collegato al circuito anestesilogico. Vari altri tipi di maschera più o meno fantasiosi, purché adeguati come materiali e dimensioni, possono venire impiegati con successo (Fig. 3).

La maschera deve essere più piccola possibile, per ridurre lo spazio morto meccanico, ma deve essere sufficiente a includere le narici dell'uccello. Si deve utilizzare un circuito aperto, che non permetta al paziente la ri respi-



FIGURA 3 - Il paziente viene anestetizzato utilizzando una maschera ricavata da una bottiglia in plastica.

razione dei gas espirati, al quale si possono collegare piccoli palloni in gomma per visualizzare facilmente i movimenti respiratori (Fig. 4).

Avvenuta l'induzione, si può proseguire l'intervento anestesilogico con la maschera, da cui si ha comunque una certa perdita nell'ambiente esterno, oppure si può intubare l'animale.



FIGURA 4 - Beccaccia intubata con il tubicino di plastica di un ago a farfalla (Butterfly). Come pallone respiratorio è stato utilizzato un palloncino colorato in gomma.

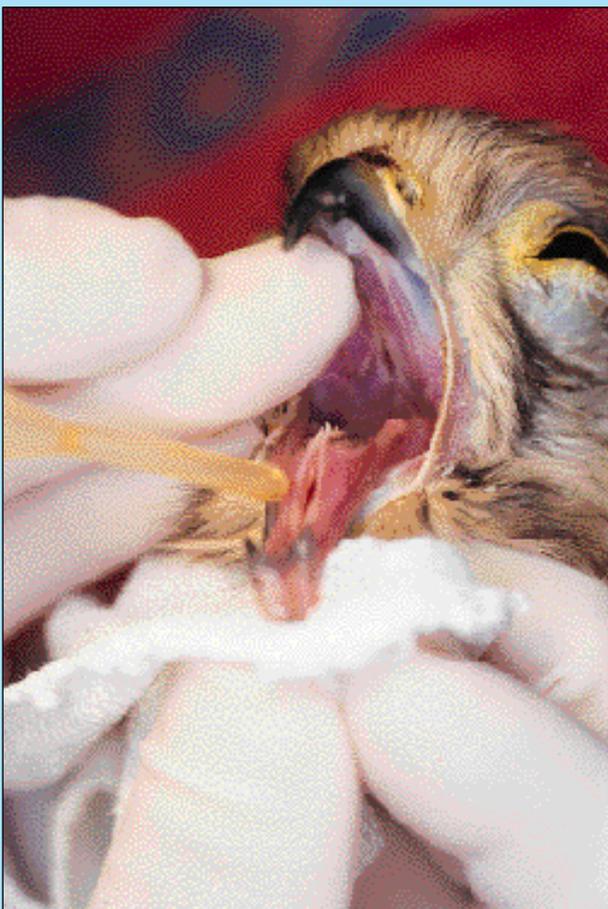


FIGURA 5 - Intubazione in un gheppio, è ben visibile la glottide alla base della lingua.

Intubazione

La glottide è facilmente identificabile alla base della lingua. La lingua deve essere afferrata e delicatamente tirata verso l'esterno con una garzina asciutta, mentre con una fonte di luce si provvederà ad illuminare la cavità orale (Fig. 5).

Il becco verrà tenuto aperto con un apposito strumento metallico oppure con due pezzetti di garza tenuti da un assistente.

Se l'intubazione risulta difficile, può essere utile applicare una goccia di lidocaina spray all'1% sulla glottide per facilitare la manovra.²

I comuni tubi endotracheali cuffiati, che si utilizzano per i mammiferi, non dovranno essere gonfiati (Fig. 6) perché negli uccelli gli anelli tracheali cartilaginei sono chiusi e non estensibili per cui i palloncini dei tubi, se gonfiati, potrebbero causare gravi danni alla mucosa tracheale, fino alla stenosi.

Più correttamente vi consigliamo, per ridurre al minimo le resistenze respiratorie, l'uso dei tubi endotracheali di Cole che non sono cuffiati ed hanno forma leggermente conica, con la porzione che viene introdotta in trachea più sottile di quella che si raccorda al circuito anestetico (Fig. 7).²

Nei soggetti di piccolissima mole, come i canarini, noi utilizziamo un tubicino di materiale plastico, ricavato ritagliando opportunamente un tubicino di plastica di un ago

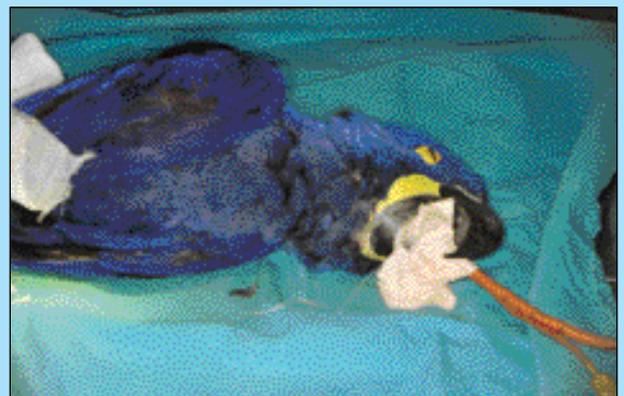


FIGURA 6 - Ara Giacinta intubata.

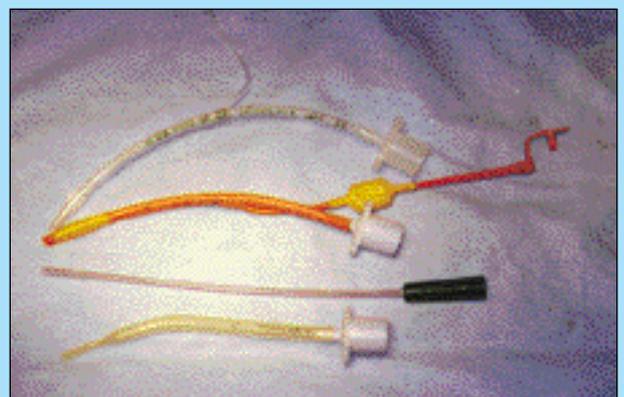


FIGURA 7 - Vari tipi di tubi endotracheali utilizzabili in medicina aviare.



FIGURA 8 - Metodo pratico usato per evitare l'insorgenza di ipotermia durante l'intervento anestesiológico. Sono visibili due borse termiche in gomma contenenti acqua a circa 40°C.

a farfalla (Butterfly), che uniamo al circuito respiratorio esternamente e non internamente, come si fa usualmente, per non ridurre il diametro nel punto di raccordo.

Il tracheotubo scelto dovrà essere il più grande possibile, in rapporto alle dimensioni del soggetto da porre in anestesia, per ridurre lo spazio morto ed ottimizzare la resa dell'anestetico.

Mantenimento

Non appena il soggetto risulta rilassato con le concentrazioni di gas anestetico utilizzate per l'induzione, bisogna ridurre rapidamente le dosi ai livelli di mantenimento. Questa è la fase più delicata dell'anestesia perché si possono verificare gravi depressioni respiratorie, fino all'apnea. Le specie particolarmente suscettibili di apnea sono i rapaci e gli uccelli acquatici, ma più in generale i soggetti molto stressati nelle fasi che precedono l'anestesia⁷. La depressione respiratoria si controlla diminuendo la concentrazione del gas anestetico.

La percentuale di isofluorano e ossigeno per il mantenimento varia con la specie e con il singolo individuo. In linea di massima si possono utilizzare le seguenti concentrazioni:

Mantenimento: dal 2% al 3,5% di isofluorano, con 0,5 - 1 l/ossigeno/ min.

L'isofluorano è molto versatile, il soggetto anestetizzato risponde infatti in modo quasi immediato alla variazione delle concentrazioni utilizzate. In questo modo è possibile modulare l'anestesia ed adattarla alle necessità contingenti.

L'anestesista deve monitorare al meglio, per quanto possibile, la funzionalità dell'apparato cardio-respiratorio dell'uccello in anestesia con l'aiuto di un cardiomonitor e di un monitor per il controllo del respiro.

Se queste apparecchiature non sono disponibili o la taglia del paziente non consente il loro utilizzo, l'anestesista appoggerà delicatamente un fonendoscopio, possibil-

mente pediatrico nel punto di repere, al di sotto dello sterno valutando attentamente il ritmo e le frequenze cardiaci e respiratori.

Nel corso dell'anestesia andranno evitati improvvisi cambi di posizione del paziente, per prevenire l'insorgenza di ipotensione ortostatica con diminuzione del ritorno venoso e possibile arresto cardiaco. Sotto il paziente si dovrà disporre un cuscino riscaldato (borsa termica contenente acqua moderatamente calda), per mantenere costante la temperatura corporea (Fig. 8).

Risveglio

Quando si chiude il flusso di isofluorano, l'uccello si risveglia in 1-2 min. e in 3-5 min. mantiene la stazione. Per questo motivo appena si sospende questo tipo di anestesia l'uccello viene avvolto in un telo leggero di lana e lasciato sul pavimento della sua gabbia. In pochissimo tempo dimostrerà interesse al cibo e riprenderà ad alimentarsi.

Con l'uso di anestesia gassosa con isofluorano è possibile mantenere l'animale in anestesia per tempi lunghi, come richiesto in caso di interventi chirurgici complessi senza aumentare la percentuale di rischio dei pazienti.

Inoltre, quando l'anestesia è richiesta per brevi manualità i tempi di risveglio rapidissimi ne fanno l'anestetico d'elezione. Risulta ovvia la preferenza da riservare a questo tipo di anestesia in caso di animali con danni epatici o renali, anziani, debilitati o comunque stressati.

Alotano

L'alotano si può utilizzare nelle seguenti percentuali:

	alotano	ossigeno
induzione	2,5 -3%	1-2 l/min.
mantenimento	0,5-1,5%	0,8 -1,0 l/ min.

L'apnea, in particolare nelle fasi iniziali, è molto frequente. Fasi di apnea si possono verificare quando l'anestesia è troppo leggera e si aumenta improvvisamente la percentuale di alotano, oppure quando si variano ripetutamente le concentrazioni.

Con l'impiego di alotano l'intervallo che intercorre tra l'inizio dell'apnea e l'insorgenza dell'arresto cardiaco è molto breve.

L'alotano è stato il gas d'elezione per praticare una anestesia sugli uccelli prima della scoperta dell'isofluorano. Gli effetti collaterali possibili con il suo utilizzo sono: depressione cardio-respiratoria, ipotensione, bradicardia e bradipnea, aritmie (fino a fibrillazione ventricolare), tossicità renale ed epatica. Esiste anche un rischio potenziale per il personale operante nella sala chirurgica, perché l'alotano nell'uomo può avere effetti teratogeni e provocare tossicità epatica e renale.⁶

Tutte queste ragioni elencate ci portano attualmente a sconsigliarne l'uso.

MONITORAGGIO DELL'ANESTESIA

I fattori che devono essere valutati nel paziente in anestesia sono i seguenti:

- 1) profondità dell'anestesia (piano anestetico raggiunto);
- 2) apparato cardiovascolare (cardiomonitor, auscultazione, doppler);
- 3) apparato respiratorio (frequenza del respiro);
- 4) temperatura corporea;
- 5) glicemia.

1) Profondità: si distinguono tre livelli

LEGGERO

- letargia
- procidenza III palpebra
- assenza di movimenti volontari
- riflessi quasi normali
- rallentata frequenza cardiaca e respiratoria

MEDIO

- assenza di movimenti volontari
- procidenza III palpebra
- riflesso palpebrale –
- rifl. corneale, podale ±
- respirazione lenta regolare e profonda
- assenza di reazione al dolore

PROFONDO

- assenza di movimenti volontari
- procidenza III palpebra
- arruffamento penne
- riflessi –
- respiro rado e profondo
- assenza di reazione al dolore
- pronunciata ipotermia

Tratto da Harrison and Harrison ed. 1986⁴

2) Apparato cardiovascolare

- Auscultazione con un fonendoscopio di buona qualità, sistemato nella zona sottosternale, o all'ingresso del torace.
- Cardiomonitor: si può utilizzare quando è previsto un intervento chirurgico di lunga durata.
- Apparecchio doppler a ultrasuoni: può essere molto utile oltreché semplice da utilizzare per la determinazione del ritmo e della frequenza cardiaca, perché emette costantemente un suono relativo al flusso del sangue arterioso. Sono necessari un bracciale e una sonda di piccole dimensioni che può venire fissata negli uccelli di mole medio-grande a livello della arteria ulnare o tarsale. La sonda deve essere costituita da un solo filo, con un elettrodo nella parte terminale perché deve avere un "ingombro" minimo durante l'intervento chirurgico.

3) Frequenza respiratoria

Come prima scelta si consiglia di utilizzare un monitor per la frequenza respiratoria, da inserire alla fine del tubo

endotracheale. In alternativa si possono osservare e valutare i movimenti di espansione del torace, oppure i movimenti del pallone respiratorio, raccordato al circuito, che deve avere dimensioni adeguate ed adattate alla mole del paziente.

4) Temperatura corporea

Il digiuno e l'uso delle miscele anestetiche abbassano la temperatura corporea dell'uccello anestetizzato, per cui è necessario controllarla continuamente o per lo meno in modo intermittente, durante l'anestesia. Occorre tenere presente che la temperatura basale degli uccelli è in generale più elevata che nei mammiferi e che è soggetta a fluttuazioni nell'arco della giornata, e più è piccolo il soggetto più è grande la variazione.²

5) Glucosio

L'esaurimento delle scorte di glucosio, soprattutto negli uccelli di piccola mole, è frequente. Per questo motivo sarebbe bene monitorare a brevi intervalli i livelli ematici soprattutto se l'anestesia ha una lunga durata o se il paziente è debilitato o stressato.

EMERGENZE ANESTESIOLOGICHE

Ipotermia

Può causare vasocostrizione periferica, ipotensione, bradicardia e, quando diviene grave, anche fibrillazione ventricolare.²

L'ipotermia normalmente provocata dall'anestesia, che raggiunge i suoi massimi livelli nell'anestesia gassosa in 20 min., può venire aggravata da:

- deplumazione;
- contatto tra gli organi interni dell'animale e l'ambiente esterno durante l'intervento chirurgico;
- ambiente freddo/animale non convenientemente riscaldato.

Durante la chirurgia gli uccelli devono giacere su ripiani riscaldati con tappetini elettrici o con una borsa termica. La fluidoterapia deve essere praticata con liquidi a temperatura corporea. molta attenzione deve essere posta se si vogliono utilizzare cuscini termici o lampade riscaldanti a infrarossi perché si possono verificare gravissime e drammatiche ustioni.

Il riscaldamento dell'animale ipotermico deve avvenire in modo graduale per evitare un'improvvisa vasodilatazione periferica con conseguente insorgenza di ipovolemia.

Ipoglicemia

L'ipoglicemia nell'uccello anestetizzato si può manifestare con ipotensione e bradicardia. Se il livello ematico raggiunge valori inferiori a 200 mg/dl è necessario somministrare glucosio.

Il glucosio dovrebbe essere somministrato per tutta la durata dell'intervento.

Per le emergenze si utilizza un bolo di 1-2 ml di destrosio al 5% e.v. Sono da evitare le somministrazioni di destrosio in soluzione ipertonica s.c. perché possono causare disidratazione.

Arresto cardio-respiratorio

Durante un arresto cardio-respiratorio le riserve di ossigeno dell'organismo si esauriscono molto rapidamente, per cui i tempi di intervento per potere rianimare con successo il paziente sono molto brevi. Per questo motivo i farmaci analettici devono essere raggiunti rapidamente e vanno inoculati per via endovenosa o, in alternativa per via intraossea. L'ossigeno si somministra attraverso la maschera o il tubo endotracheale, bisogna tuttavia stare attenti a non somministrare quantità eccessive di ossigeno, perché si può verificare atelectasia polmonare.

Se non è possibile ventilare l'uccello con la macchina per anestesia, può essere utile riprodurre un forzato ma delicato movimento del volo perché negli uccelli, che sono privi di diaframma, gli atti respiratori sono determinati unicamente dai movimenti del torace e il movimento delle ali durante il volo ne aiuta l'espansione

FLUIDOTERAPIA

Durante un intervento chirurgico, effettuato in anestesia generale, è sempre indicato praticare l'infusione di liquidi, che devono essere inoculati a temperatura corporea (circa 40°C) per mantenere l'idratazione dell'animale e prevenire pericolosi stati di ipoglicemia.

Quando la taglia lo consente, si deve utilizzare la via di somministrazione endovenosa grazie alla quale sarà possibile, se necessario, introdurre farmaci atti a risolvere emergenze anestesologiche. Negli uccelli di piccola e piccolissima mole è meglio utilizzare la via sottocutanea o intraossea.

Via endovenosa

Si devono utilizzare dei cateteri da vena di piccole dimensioni (22-25 G). I punti di reperi sono rappresentati dalle vene metatarsale, ulnare e giugulare. Nella maggior parte degli uccelli la vena giugulare destra presenta maggiori dimensioni, rispetto alla sinistra, e risulta essere la più adatta. Una volta fissato il catetere endovenoso alla cute si possono inoculare, con una pompa da infusione, 5-10 ml/kg all'ora di una soluzione di ringer lattato oppure di soluzione fisiologica o di ringer lattato con glucosio.

Se non è possibile mantenere in situ un catetere endovenoso inoculeremo i liquidi per via endovenosa, in bolo per tre volte nell'arco della giornata.

Infusione di soluzioni idratanti: 5-10 ml/kg/ ora

Via sottocutanea

I punti di reperi per la somministrazione sottocutanea di soluzioni idratanti sono: area ascellare, area inguinale, area del dorso (tra le ali).

Il dosaggio consigliato in questo caso è il seguente:

P. ondulati, canarini, ecc.	30 g	1-2 cc
Calopsitte	60 g	2-4 cc
Amazone	350 g	10-15 cc
Ara	600 g	20-30 cc ⁸

Via intraossea

- ulna
- tibio-tarso

Si consiglia l'utilizzo di aghi, possibilmente spinali, di diametro 22-25 G, da introdurre all'interno dell'ulna e del tibio-tarso che devono poi essere fissati alla cute con un cerotto di carta. Si possono utilizzare le medesime soluzioni ed i medesimi dosaggi sopra riportati per la via endovenosa.

CONCLUSIONI

Abbiamo voluto dare spazio, in questo breve lavoro, alla nostra esperienza relativa alle due pratiche anestesologiche che utilizziamo quotidianamente nella nostra clinica, negli uccelli. Dove è possibile, si ribadisce il consiglio di impiegare l'anestesia gassosa con isofluorano, della quale abbiamo già riportato l'efficacia e la sicurezza.

Si ricorda però che l'anestesia iniettabile con la "Mistura 1+1+1", che qualche lettore potrebbe avere conosciuto solamente oggi, ma che da noi è stata messa a punto ed utilizzata in qualche migliaio di soggetti in oltre 10 anni di pratica, può risolvere molti problemi di colleghi che non si dedicano prevalentemente alla medicina aviaria, o che non posseggono una più adeguata apparecchiatura portatile per l'anestesia gassosa, con l'isofluorano.

Da ultimo, chi volesse provare la miscela, si ricordi di annotare i dosaggi utilizzati, il peso dei soggetti anestetizzati, la specie di appartenenza, il sesso, lo stato di salute, nutrizione ed idratazione, il motivo dell'anestesia ed alcune note riguardanti lo stadio anestetico raggiunto, per potere personalizzare ed adeguare alle proprie esigenze questa semplice pratica anestetica che può essere molto utile in campo, in situazioni precarie e di emergenza.

Ringraziamenti

Si ringraziano per la collaborazione il Dott. Massimo Millefanti e la Dott.ssa M.Cristina Stroschio.

Parole chiave

Medicina aviaria, anestesia iniettabile, anestesia gassosa, isofluorano.

Key words

Avian medicine, parenteral anesthesia, inhalation anesthesia, isoflurane.

Bibliografia

1. Manuale di anestesia veterinaria – Scivac – 1991.
2. Avian Medicine and Surgery – Altmann, Clubb, Dorrestein, Quesenberry - W.B. Saunders Company 1997.
3. Anestesia negli animali "insoliti" – F. Addis, C.M. Mortellaro, G. Vanosi.- Summa VII- 1990.
4. Clinical Avian Medicine and Surgery – Harrison and Harrison – W.B. Saunders Company – 1986.
5. The exotic animal drug compendium – an international formulary- K. L. Marx, M.A. Roston – Veterinary Learning Systems-1996.
6. Diseases of cage and aviary birds – W. Roskopf and R. Woerpel – Williams & Wilkins, 1996.
7. Clinica veterinaria del Nord America – Medicina degli uccelli da gabbia - G. Harrison – Antonio Delfino Ed. Vol 1 N° 2 1984.
8. Birds of prey – medicine and management – Manfred Heidenreich – Blackwell Science Ltd 1997.