



UNIVERSITÀ DEGLI STUDI DI PADOVA

DIPARTIMENTO DI MEDICINA ANIMALE, PRODUZIONI E SALUTE

Corso di laurea a ciclo unico in MEDICINA VETERINARIA

**Gestione dell'anestesia in campo dell'istrice del
Capo (*Hystrix africaeaustralis*)**

Relatore: Prof.ssa Giulia Maria De Benedictis

Correlatore: Dott.ssa Francesca Zanusso

Laureanda: Giulia Cento

Matricola n. 1130832

ANNO ACCADEMICO

2019 – 2020

ABSTRACT

The Cape porcupine (*Hystrix africaeaustralis*) is a rodent native of South Africa that is kept in many natural parks and zoos in Europe.

It can be very difficult and risky to approach Cape porcupines, for both who handle them and the animals themselves, due to the anatomy and aggressive nature of this species. For this reason, pharmacological immobilization is almost always in order when visiting or handling Cape porcupines. However, most anaesthesiological protocols discussed in the literature are outdated.

This study evaluates the efficacy and the safety of an innovative anaesthesiological protocol in a pool of porcupines.

In a sample of six Cape porcupines housed at the Valcorba Wildlife Park requiring a standard health check and orchietomy (surgical castration) were sedated with an anaesthetic mixture of ketamine (5 mg/kg), dexmedetomidine (0,008 mg/kg), butorphanol (0,3 mg/kg) and midazolam (0,2 mg/kg), and then maintained with gas isoflurane in oxygen (0,5-2%) for about an hour.

This protocol showed a good sedation level in all the tested animals; in less than 12 minutes from the injection, they were all safe to be held and received intubation. Only 4 subjects needed induction via isoflurane in oxygen, and no subjects received a second injection.

The hearth rate, respiratory rate, oxygen saturation, blood pressure, and end-tidal carbon dioxide were stable in all subjects during the whole anaesthetic procedure. Almost all the subjects woke up in less than 15 minutes and all the subject's awakenings were considered of good quality.

There were no visible side effects during or after the procedure.

Given the promising results of this protocol we hope that it will be used on many more occasions in order to ascertain its repeatability.

RIASSUNTO

L'istrice del Capo (*Hystrix africaeaustralis*) è un roditore originario del Sudafrica e presente in molti parchi e giardini zoologici in Europa.

Approcciare e manipolare i soggetti di questa specie può essere spesso difficoltoso e rischioso per gli operatori e per gli animali stessi, a causa delle loro caratteristiche anatomiche e della loro indole talvolta aggressiva nei confronti dell'uomo. Pertanto, l'immobilizzazione farmacologica è quasi sempre necessaria per effettuare la visita clinica e gli interventi terapeutici. Tuttavia, i protocolli anestesiológicos presenti in letteratura per l'anestesia di questi soggetti sono limitati e piuttosto datati.

In questo studio si è deciso di verificare l'efficacia e la sicurezza di un innovativo protocollo anestesiológico in un gruppo di istrici.

Sei esemplari di *Hystrix africaeaustralis* ospitati presso il Parco Faunistico di Valcorba che necessitavano di un controllo dello stato di salute e di un intervento di orchietomia elettiva sono stati sedati con un'iniezione intramuscolare di ketamina (5 mg/kg), dexmedetomidina (0,008 mg/kg), butorfanolo (0,3 mg/kg) e midazolam (0,2 mg/kg), e successivamente mantenuti con anestesia gassosa (isoflurano 0,5 – 2% in ossigeno) per circa un'ora.

Il buon livello di sedazione ottenuto entro 12 minuti dall'iniezione intramuscolare ha permesso di manipolare in sicurezza tutti i soggetti e di procedere con l'intubazione orotracheale, prima della quale è stata necessaria solo in 4 soggetti l'induzione in maschera con isoflurano. In nessun caso è stato necessario somministrare dosi aggiuntive di farmaci sedativi. La frequenza cardiaca, la frequenza respiratoria, la saturazione dell'ossigeno, la pressione arteriosa e l'anidride carbonica espirata hanno mostrato un andamento stabile per l'intero decorso della procedura anestesiológica in tutti i pazienti. Il risveglio è avvenuto in tempi rapidi (< 15 minuti in 5 soggetti) ed è stato di qualità buona o soddisfacente.

Nessun esemplare ha presentato alcun effetto collaterale durante o in seguito alla somministrazione del protocollo.

Alla luce dei buoni risultati ottenuti da questo lavoro si auspica di continuare lo studio di questo protocollo anestesilogico in un maggior numero di istrici e di accertarne la ripetibilità.

INDICE

1. INTRODUZIONE	9
1.1 ASPETTI BIOLOGICI E FIOLOGICI DELL'ISTRICE DEL CAPO	9
1.1.1 Generalità	9
1.1.2 Habitat	12
1.1.3 Alimentazione	13
1.1.4 Maschi	14
1.1.5 Femmine	15
1.1.6 Comportamento sessuale	18
1.1.7 Neonati	19
1.1.8 Controllo della popolazione	20
1.2 ANESTESIA DELL'ISTRICE	22
1.2.1 Immobilizzazione dell'istrice	22
1.2.2 Protocolli più utilizzati in letteratura	22
1.2.3 Protocollo: ketamina + xilazina	22
1.2.4 Protocollo: tiletamina + zolazepam	29
1.2.5 Protocollo: fentanyl + xilazina	32
1.2.6 Alternative ai protocolli finora utilizzati	32
2. OBIETTIVI	35
3. MATERIALI E METODI	37
3.1 PREPARAZIONE DELLO SPAZIO OPERATORIO	38
3.2 OSSERVAZIONI IN CAMPO, CATTURA E SPOSTAMENTO DEL SOGGETTO	40
3.3 MISURAZIONE DEL PESO CORPOREO MEDIANTE DINAMOMETRO	40
3.4 PREPARAZIONE E SOMMINISTRAZIONE INTRAMUSCOLARE DEI FARMACI ANESTETICI	41
3.5 TRASFERIMENTO DELL'ANIMALE IN SALA OPERATORIA	42
3.6 VISITA CLINICA, IDENTIFICAZIONE DEL SESSO E VALUTAZIONE DELLA QUALITÀ DELLA SEDAZIONE	42
3.7 SEGNALAMENTO (RILEVAZIONE DEI DATI DAL MICROCHIP) E RILEVAZIONE DEI DATI MORFOMETRICI	44
3.8 APPLICAZIONE DEI SISTEMI DI MONITORAGGIO DELLE FUNZIONI VITALI E INTUBAZIONE OROTRACHEALE ..	46
3.9 INSERIMENTO DEL CATETERE ENDOVENOSO, INDUZIONE DELL'ANESTESIA E INTUBAZIONE DELL'ANIMALE	47
3.10 INTERVENTO CHIRURGICO	52
3.11 ESTUBAZIONE E RISVEGLIO	53
4. RISULTATI	61
4.1 SEGNALAMENTO, PESO E PARAMETRI BIOMETRICI	61
4.2 VALUTAZIONE INIZIALE: TEMPERAMENTO, REAZIONI AL CONTENIMENTO E ALLA SEDAZIONE	62
4.3 TEMPI DI TESTA A TERRA, PERDITA DELLA STAZIONE E PERDITA DEL RIFLESSO DI RADDRIZZAMENTO	63
4.4 PRIMA MANIPOLAZIONE	64

4.5 VALUTAZIONE DELLA QUALITÀ DELLA SEDAZIONE	64
4.6 INSERIMENTO DEL CATETERE ENDOVENOSO.....	67
4.7 VALUTAZIONE DELLA LARINGE	68
4.8 INDUZIONE DELL'ANESTESIA E INTUBAZIONE OROTRACHEALE.....	69
4.9 MANTENIMENTO DELL'ANESTESIA	70
4.10 RISVEGLIO E VALUTAZIONE DELLA QUALITÀ DEL RISVEGLIO	76
4.11 SOMMINISTRAZIONE DI ATIPAMEZOLO	77
5. DISCUSSIONE	79
5.1 PESO E PARAMETRI BIOMETRICI.....	79
5.2 CONTENIMENTO E MANIPOLAZIONE DEGLI ANIMALI.....	80
5.3 TEMPO DI TESTA A TERRA, PERDITA DELLA STAZIONE E PERDITA DEL RIFLESSO DI RADDRIZZAMENTO	81
5.4 VALUTAZIONE DELLA QUALITÀ DELLA SEDAZIONE	81
5.5 VISUALIZZAZIONE DELLA LARINGE E INTUBAZIONE OROTRACHEALE	83
5.6 ANESTESIA.....	84
5.7 RISVEGLIO	87
5.8 LIMITI E SPUNTI PER IL FUTURO	89
6. CONCLUSIONI.....	91
7. BIBLIOGRAFIA	93

1. INTRODUZIONE

1.1 ASPETTI BIOLOGICI E FISIologici DELL'ISTRICE DEL CAPO

1.1.1 Generalità

Il nome Istrice del Capo deriva dal greco *Hystrix* (porcospino) e *africaeausstralis* (endemico del Sudafrica) (Barthelmess, 2006; Smithers, 1983).

L'istrice appartiene alla famiglia Hystricidae, che costituisce un piccolo gruppo dell'ordine Rodentia (Atalar e Yilmaz, 2004).

L'istrice del Capo è un grosso roditore e vive in varie zone del Sudafrica, dalle coste del mare fino a 2000 metri d'altezza (Barthelmess, 2006). In particolare, predilige foreste tropicali, boschi, distese erbose, ambienti aridi e/o semi-aridi in ogni parte del Sudafrica (van Aarde, 1985c).

L'istrice del Capo può vivere fino a dieci anni in natura, può raggiungere i vent'anni di età in cattività (Barthelmess, 2006).

L'istrice del Capo vive in gruppi familiari, anche molto estesi, e in natura gli accoppiamenti avvengono unicamente durante le estati e sempre con lo stesso partner (van Aarde, 1998).

Questi animali sono stati essenziali per anni per la sopravvivenza delle popolazioni umane sudafricane, essi infatti sono da sempre predati per le loro carni e per i loro aculei, che sono usati in una moltitudine di accessori ornamentali e utensili, come ad esempio dei recipienti per la polvere d'oro che è presente in molti fiumi sudafricani, storicamente ricavati dagli aculei a sonaglio (Barthelmess, 2006).

L'appartenenza al sottogenere *Hystrix* è data dalla lunghezza degli aculei a sonaglio, che è maggiore di 35 mm; inoltre, molti aculei presentano più di un anello di colore scuro, nerastro.

L'appartenenza alla specie *africaeausstralis* è esternata dalla maggiore lunghezza degli aculei a sonaglio, i più lunghi dei quali superano i 50 mm, raggiungendo in molti casi anche

i 60 mm o più, con un diametro medio di 5 – 7 mm; è inoltre evidenziabile la presenza di una linea mediana bianca lungo la groppa (Barthelmess, 2006).

Sebbene secondo la letteratura non vi sia la certezza che questi animali presentino dimorfismo sessuale (Barthelmess, 2006; Mori e Lovari, 2014; Pigozzi, 1987a; Smithers, 1983; van Aarde, 1987a), non si può sostenere che non vi siano differenze tra vari esemplari di questi tozzi e massicci animali; da varie misurazioni effettuate su esemplari adulti sono infatti emersi dati molto variabili, dalla lunghezza degli animali, che è compresa tra i 630 cm e gli 805 cm, al peso, che varia dai 10 kg negli esemplari più piccoli fino ai 24.1 kg in quelli di mole maggiore. Questa forte variabilità è osservabile anche andando ad osservare il dettaglio di questi animali, la lunghezza della coda infatti varia da 105 cm a 130 cm, quella del piede posteriore da 89 cm a 114 cm e quella dell'orecchio da 39 cm a 48 cm (Barthelmess, 2006).

La testa è arrotondata ed è rivestita da setole e da robuste vibrisse mobili, comprende piccoli occhi e orecchie poco visibili (Barthelmess, 2006).

I denti dell'istrice del capo sono ipsodonti, l'istrice è fornito in totale di venti denti divisi in incisivi 1/1, premolari 1/1 e molari 3/3 (Barthelmess, 2006; Smithers, 1983). Una peculiarità dei denti dell'*Hystrix africaeaustralis* è data dagli incisivi superiori e inferiori, che sono rivestiti da uno strato di smalto dentario giallastro (Barthelmess, 2006), come visibile nella figura 1.



Figura 1: sono visibili gli incisivi superiori e inferiori di un esemplare di *Hystrix africaeaustralis* del Parco Faunistico di Valcorba

Sebbene per molti animali l'osservazione dei denti sia utilizzata al fine di stimarne l'età, questo risulta impossibile nell'istrice del Capo a causa della continua crescita longitudinale degli stessi.

Risulta però possibile basarsi sull'osservazione dei denti ed in particolare focalizzarsi sulla sequenza di eruzione degli stessi per determinare l'età di isticri con meno di 30 mesi di età (van Aarde, 1985a).

Il corpo dell'istrice del Capo è interamente rivestito da peli ispidi e appiattiti di colore nero negli esemplari giovani, tendenti al marrone negli esemplari più anziani.

Dalla sommità della testa alle spalle, l'istrice del Capo presenta numerosi peli erettili che possono raggiungere i 50 centimetri di lunghezza. I due terzi posteriori del dorso e dei fianchi dell'animale sono invece coperti da *spines* e da veri e propri aculei difensivi, di dimensioni molto variabili. La coda degli isticri, piccola e nascosta, è invece provvista di aculei con funzione di sonaglio (Barthelmess, 2006).

Gli aculei dell'istrice del Capo possono essere divisi in cinque differenti categorie:

- *Spines*
- Aculei veri e propri
- Setole tattili
- Aculei di transizione
- Aculei a sonaglio

Le cosiddette *spines* sono aculei rigidi, appiattiti e affilati, che possono arrivare fino a 50 centimetri di lunghezza e ricoprono la maggior parte del corpo.

Gli aculei veri e propri sono il primo meccanismo di difesa dell'istrice, possono arrivare fino a 30 centimetri di lunghezza e hanno una punta molto affilata; inoltre, si presentano spessi, rigidi, di sezione circolare e il diametro è maggiore al centro della lunghezza.

Le setole tattili sono simili agli aculei veri e propri ma meno rigide, più sottili e con una forma a cono, con il diametro alla base del pelo molto maggiore rispetto a quello nella parte terminale.

Gli aculei di transizione sono aculei intermedi tra le setole tattili e gli aculei veri e propri, sia per quanto riguarda la lunghezza, che per diametro e flessibilità.

Gli aculei a sonaglio sono aculei modificati, hanno la forma di una capsula, sono lunghi meno di 60 millimetri, sono cavi e aperti all'estremità; alla base hanno un sottile peduncolo grazie al quale si attaccano alla coda dell'istrice (Barthelmess, 2006).



Figura 2: in alto, aculeo vero e proprio di un esemplare di *Hystrix africae australis stabulato* al Parco Faunistico di Valcorba. In basso, aculeo a sonaglio dello stesso esemplare

Nonostante la moltitudine di aculei e la mole importante, l'istrice del Capo in natura è una preda; i suoi maggiori predatori sono il leopardo (*Panthera pardus*) e il leone (*Panthera leo*) (Barthelmess, 2006; van Aarde, 1998).

In presenza di un predatore, o più generalmente se spaventato, l'istrice del Capo si difende correndo contro il proprio rivale con andamento laterale o correndo all'indietro, in entrambi i casi erigendo gli aculei in modo da frapporli tra le sue aree vulnerabili e il pericolo (Barthelmess, 2006).

1.1.2 Habitat

In natura, l'unità sociale di base è costituita dalla coppia maschio – femmina (Corbet e Van Aarde, 1996). Gli individui occupano una tana da 1 a 151 giorni, e possono utilizzare fino a sei diverse tane occupandole per periodi di tempo irregolare (Corbet e Van Aarde, 1996).

In cattività, l'istrice del Capo è stato allevato con successo in giardini zoologici (Barthelmess, 2006; Crandall, 1964) e in istituti di ricerca (Barthelmess, 2006; van Aarde, 1985b).

Questi animali sono stati allevati in cattività con successo per tanti anni in Sudafrica, disposti in *enclosure* semi-esterni in gruppi di 2 – 5 individui/*enclosure*, con naturali condizioni di fotoperiodo, ventilazione e temperatura (Barthelmess, 2006; van Aarde, 1985b). Venivano identificati tramite fori nei padiglioni auricolari o con collari colorati, e alimentati con acqua *ad libitum*, miscela di frutta e verdura fresca (circa 1 kg/individuo/giorno) e pezzetti di legno per rosicchiare (Barthelmess, 2006; van Aarde, 1985b). I tassi di sopravvivenza degli animali stabulati in queste condizioni sono molto elevati, sia per quanto riguarda i piccoli sia per gli adulti (van Aarde, 1985b).

In cattività, l'istrice del Capo marca il suo *enclosure* con il proprio odore e lo difende aggressivamente dai conspecifici (Corbet e Van Aarde, 1996). Gli istrici del Capo in cattività appartenenti allo stesso gruppo non hanno mai mostrato apertamente segni di aggressività tra di loro, ma sono frequenti le aggressioni tra i gruppi (van Aarde, 1985b).

1.1.3 Alimentazione

L'istrice del Capo è un animale erbivoro con abitudini semi-fossorie (van Aarde e Skinner, 1992) e predilige le ore notturne per procacciarsi il cibo (van Aarde, 1987b).

In natura la sua dieta è composta prevalentemente da germogli, tuberi, radici, cortecce (de Villiers et al., 1994) bulbi, foglie e rametti (van Aarde e Skinner, 1992). Questa sua estrema eterogeneità nell'alimentazione lo ha portato ad essere considerato come un animale infestante dai contadini sudafricani, che spesso lo scorgono a nutrirsi delle loro coltivazioni, in particolare meloni, zucche e mais (Barthelmess, 2006; Roberts, 1951; van Aarde, 1998) o a danneggiare i loro frutteti, estirpando i giovani arbusti o cibandosi della corteccia dei primi 50 centimetri degli alberi da frutto causandone la marcescenza (Barthelmess, 2006).

Uno studio svolto nel centro di ripopolamento nella riserva naturale Tussen-die-Riviere, in Sudafrica, su 138 animali ha dimostrato che di solito gli animali allo stato brado si procacciano cibo in modo solitario, anche se sono stati osservati in varie occasioni gruppi di due o tre individui. I gruppi da due individui solitamente erano costituiti dalla coppia, un maschio e una femmina. Questo comportamento non è riconducibile ad una sfera riproduttiva o ad un corteggiamento, dal momento che questo comportamento si è

palesato anche in coppie la cui femmina era in stato di anestro o gravidanza; si pensa quindi che sia un comportamento riconducibile semplicemente ad abitudini di coppia.

I gruppi da tre individui erano costituiti da maschio, femmina e cucciolo, il quale inizia ad andare a cercare cibo da solo soltanto dopo i cinque mesi d'età (van Aarde, 1998).

Queste osservazioni hanno confermato che una femmina adulta non va mai a cercare cibo da sola con il suo cucciolo; il maschio, infatti, contribuisce attivamente alla crescita del piccolo (van Aarde, 1998).

1.1.4 Maschi

Il maschio di istrice del Capo raggiunge la maturità sessuale a 8 – 18 mesi ed è attivo da un punto di vista riproduttivo durante tutto l'anno.

Il maschio non ha un'attività riproduttiva di tipo stagionale e le sue gonadi non regrediscono periodicamente; si è però notato che il peso medio di prostata e ghiandole vescicolari aumenta da maggio a luglio, forse come meccanismo di adattamento al ciclo stagionale della femmina in natura. Infatti, si è visto che, per quanto riguarda i maschi in cattività, se provvisti di un costante quantitativo di cibo ed esposti a condizioni ambientali relativamente naturali, quali fotoperiodo, temperatura e ventilazione, sono fertili tutto l'anno; quindi, la stagionalità della specie è probabilmente data da fattori che influenzano la femmina (van Aarde e Skinner, 1986b).

L'apparato genitale maschile dell'istrice del Capo è sprovvisto di uno scroto vero e proprio, i testicoli sono infatti alloggiati nel sottocute. Presenta invece un sacco uretrale la cui presenza viene evidenziata durante l'erezione dell'animale (van Aarde e Skinner, 1986b).

Il pene è a forma di esse, con il glande ricoperto di piccolissime spine, e quando non è eretto è rivolto, similmente ad altre specie di istrici come l'*Hystrix cristata* (Atalar e Ceribasi, 2006), in direzione caudale (van Aarde e Skinner, 1986b).

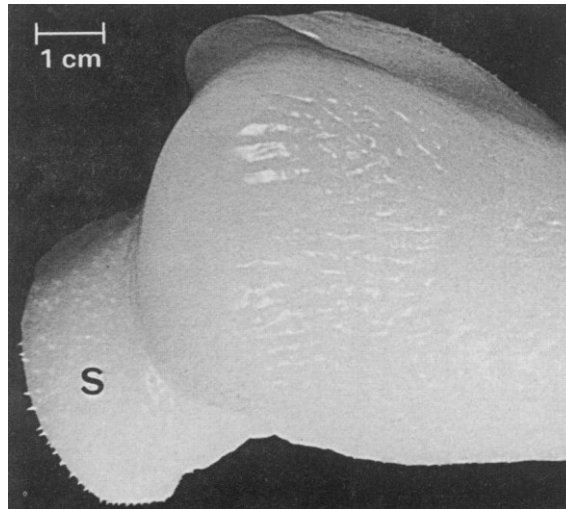


Figura 3: si vede il glande di un pene completamente eretto, con le spicole ben visibili e il sacculo uretrale (S) (van Aarde e Skinner, 1986b)

Le ghiandole sessuali accessorie dell'istrice del Capo sono tutte ben sviluppate nei soggetti adulti, sono divise in ghiandole vescicolari, prostata (divisa in lobo destro e sinistro) e ghiandole bulbouretrali o ghiandole di Cowper.

Il secreto delle vescicole seminali dell'istrice del Capo forma un gel quando mischiato al secreto della prostata, questo gel ha probabilmente la funzione di formare un plug copulatorio al termine dell'atto sessuale (van Aarde e Skinner, 1986b). Questo plug viene poi espulso dalla femmina circa 45 – 48 ore dopo il coito (van Aarde, 1985c).

1.1.5 Femmine

Le femmine *free-ranging* in Africa concepiscono con successo da maggio a dicembre, e partoriscono cuccioli soltanto in estate; invece le femmine in cattività sono poliestruali stagionali, quindi ciclano tutto l'anno e non sono soggette alla stagionalità (van Aarde e Skinner, 1986b).

In uno studio sulle femmine in cattività, Van Aarde ha messo in evidenza che le femmine della specie *Hystrix africaeaustralis* raggiungono la maturità sessuale a 9 – 16 mesi e concepiscono per la prima volta in media a 10 – 25 mesi (van Aarde, 1985c). La lunghezza del ciclo estrale viene calcolata come l'intervallo tra il giorno in cui avviene la perforazione della membrana vaginale al giorno prima dell'inizio del successivo estro, ed è variabile, da 17 a 42 giorni (van Aarde, 1985c), normalmente approssimato a 30 giorni (Morris e van Aarde, 1985). La membrana di chiusura vaginale è caratteristica anche di questa

specie, come di tutte le specie appartenenti agli isticomorfi, a eccezione di *Myocastor coypus* (J. B. Weir, 1973).

La membrana vaginale si perfora solo all'estro e al parto, ed è così ritenuta un indicatore di avvenuta ovulazione. Durante l'estro, rimane perforata per circa 8 – 10 giorni, e normalmente la copulazione avviene 2 – 8 giorni dopo la sua apertura (van Aarde, 1985c).

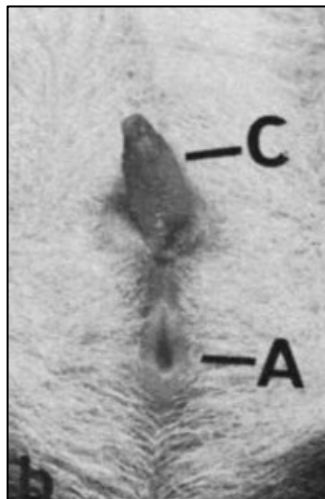


Figura 4: apparato genitale femminile di un esemplare di casiragua (*Proechimys guairae*) durante diestro e gravidanza (nessuna apertura tra clitoride e ano) (J. B. Weir, 1973)

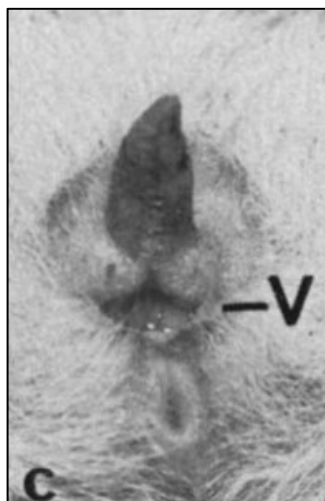


Figura 5: membrana vaginale (V) perforata dello stesso esemplare (J. B. Weir, 1973)

È interessante notare come le femmine di istrice del Capo, se isolate dai maschi per un lungo periodo (ad esempio 110 – 120 giorni), rimangono in anestro; a conferma di ciò, si è osservato che in questi individui non avviene nemmeno la perforazione della membrana vaginale, segno di non avvenuto estro. Questo fenomeno accade anche se le femmine

sono isolate dai maschi ma stabulate in *enclosure* vicini e/o se sono sottoposte all'odore dei maschi. Per la ripresa dell'attività ciclica ovarica è necessario il contatto fisico con un soggetto maschio; segue l'inizio dell'estro entro 12 giorni (van Aarde, 1985c). Si pensa che questo sottolinei la fortissima importanza del legame di coppia tra gli esemplari di questa specie.

La gravidanza dura in media 93 – 94 giorni, e nella maggior parte dei casi la gravidanza dà luce a un unico cucciolo, ma possono nascere fino a tre cuccioli. I cuccioli alla nascita pesano circa 300 – 400 grammi. Le femmine in natura partoriscono tra agosto e marzo, con un picco di nascite a gennaio (van Aarde, 1987b). I parti dei soggetti in cattività si verificano durante tutto l'anno, con una forte percentuale di parti tra agosto e marzo (van Aarde, 1985c).

Le femmine hanno due paia di ghiandole mammarie, pendule, (Barthelmess, 2006) e di forma triangolare, situate in posizione toracica laterale, posteriormente al gomito della zampa anteriore (van Aarde, 1985c). Al centro di ogni ghiandola sono situati due capezzoli. Le ghiandole mammarie si sviluppano 30 – 60 giorni dopo il concepimento, e la lattazione è molto lunga; in un campione di nove esemplari la durata media di lattazione è stata di 101 giorni.

L'attività ovarica riprende 2 – 42 giorni dopo la fine della lattazione, ma per ragioni non ancora conosciute i primi 3 – 7 cicli dopo la lattazione non sono fertili (van Aarde, 1985c). Al termine della lattazione, le femmine di istrice del Capo mostrano uno stato di notevole dimagrimento se comparate al loro stato ad inizio lattazione. Questa potrebbe essere una limitazione fisiologica ad un immediato nuovo concepimento (van Aarde, 1995), che, combinata alle ragioni sopra elencate, porta a un allungamento dell'interparto, che risulta di circa un anno (van Aarde, 1985c).

Van Aarde e Skinner in uno studio hanno analizzato il peso delle ovaie di femmine di istrice del Capo che si trovavano in diversi momenti del ciclo riproduttivo. È emerso che il peso delle ovaie non variava nelle femmine gravide, nelle femmine in lattazione e nelle femmine inattive dal punto di vista riproduttivo. Inoltre, i due autori hanno evidenziato che l'aspetto istologico delle ovaie di femmine in lattazione e i bassi livelli di progesterone

nel corso della lattazione confermano l'effetto inibitorio della lattazione sull'attività ciclica ovarica nell'istrice del Capo (van Aarde, 1985c; van Aarde e Skinner, 1986a)

L'anestro in lattazione è comune tra i roditori isticomorfi (van Aarde, 1995; J. Weir, 1974) e può essere considerato vantaggioso ai fini del successo nel crescere il cucciolo, in questo modo infatti si limita la competizione tra piccoli per il nutrimento materno (van Aarde, 1995). Allo stesso modo, anche il fatto di riuscire a concepire nuovamente soltanto dopo lo svezzamento può essere visto come un modo di massimizzare le probabilità di sopravvivenza del neonato, in termini di cure post natali (van Aarde, 1995).

1.1.6 Comportamento sessuale

Gli isticri del Capo normalmente vivono soli, in coppia o in gruppi familiari; la relazione tra maschio e femmina è molto particolare, anche se molti aspetti rimangono ancora sconosciuti. (Morris e van Aarde, 1985).

Le femmine di istrice del Capo in stato di cattività mantenute nei gruppi natali non si riproducono nonostante la regolare attività ovarica e la presenza di esemplari maschi non parenti. Una volta separate dai gruppi natali, le femmine si riproducono entro sei mesi (van Aarde, 1985b, 1987b).

Uno studio svolto con animali in stato di cattività ha evidenziato che il comportamento sessuale degli isticri del Capo prosegue per tutta la durata del ciclo estrale della femmina, non rispecchiando quindi lo stato ormonale della femmina (Kleiman, 1974; Morris e van Aarde, 1985). Una copulazione completa con intromissione avviene solamente durante l'estro, quando la membrana vaginale è perforata (Morris e van Aarde, 1985).

Gli isticri possono esprimere diversi comportamenti sessuali quali, ad esempio, *approaching*, contatto fisico, *grooming*, *following*, *sniffing*, *presenting* e *mounting*.

Il comportamento di contatto fisico si caratterizza dal comportamento di *sniffing* e spesso è seguito da *allo-* o *mutual-grooming*.

Il comportamento di *following* è esplicabile come un esemplare che cammina dietro all'altro, rimanendo a pochi centimetri di distanza; questo comportamento spesso termina con il soggetto maschio che tocca con il naso la coda della femmina, suscitandole in tal modo lordosi.

La presentazione è caratterizzata dal soggetto femmina che mostra lordosi al maschio, ovvero si mette acquattata al terreno, immobile, con sedere e coda alzati e con erezione degli aculei. A questo punto segue il maschio che ignora o prova a montare la femmina (Morris e van Aarde, 1985).

La posizione dell'accoppiamento (*mounting*) avviene con il maschio che sta in piedi sui due arti posteriori dietro alla femmina, e posiziona i suoi arti anteriori sul dorso della femmina. La spinta si verifica durante l'intromissione (Morris e van Aarde, 1985).



Figura 6: soggetto maschio (a sinistra) e femmina (a destra) durante l'accoppiamento (Morris e van Aarde, 1985)

Nella coppia di istrice i rapporti sessuali perdurano tutta la durata dell'estro della femmina, perché sono utilizzati come rafforzativo del legame di coppia (Morris e van Aarde, 1985).

1.1.7 Neonati

Il cucciolo dell'istrice del Capo nasce in un nido ricavato da fili d'erba e vegetazione, alla nascita pesa circa 300 grammi, ha gli occhi già aperti ed oltre ad essere rivestito di corte spine presenta già gli aculei sul posteriore che sono però soffici.

Lo svezzamento avviene a 12 settimane di vita, e per le prime 8 settimane di vita il cucciolo ha un indice di accrescimento medio di circa 25 grammi/giorno, che aumenta nelle settimane successive fino ad arrivare a 50 grammi/giorno dopo le prime 12 settimane, quando il piccolo comincia ad alimentarsi in superficie.

Il piccolo trascorre le prime 9 settimane di vita, tempo necessario al completo sviluppo degli aculei, nel rifugio, dopodiché inizia a seguire il padre alla ricerca di cibo. Uscire prima

delle 8 – 9 settimane di vita sarebbe pericoloso per la mancanza di aculei sviluppati, necessari per proteggersi da eventuali predatori; sarebbe inoltre controproducente dal momento che il piccolo disperderebbe molto calore, e quindi aumenterebbe la sua domanda di cibo. Stare nel rifugio consente al piccolo di risparmiare la maggior parte dell'energia per la crescita. Nella tana gli istrici tendono a stare molto vicini per ridurre la dissipazione di calore nel cucciolo.

Il piccolo, infatti, è molto suscettibile al raffreddamento. Durante il giorno il cucciolo è tenuto al caldo dai genitori, di notte, quando i genitori sono fuori alla ricerca di cibo, diminuisce il consumo di ossigeno (Haim et al., 1992).

Uno studio svolto su istrici in cattività ha dimostrato che i cuccioli durante i primi stadi di vita hanno un elevato tasso di sopravvivenza. Questo può essere dovuto al fatto che entrambi i genitori si prendono cura del cucciolo, difendendolo da attacchi estranei potenzialmente pericolosi e accompagnandolo alla ricerca di cibo nei primi mesi di vita (van Aarde, 1987).

1.1.8 Controllo della popolazione

Gli autori Van Aarde e Rudi nel 1998 hanno elaborato uno studio per comprendere i meccanismi alla base della regolazione della densità di popolazione dell'istrice del Capo, correlati all'ambiente in cui vivono. Gli autori hanno osservato che ogni popolazione sembra raggiungere il massimo della capacità portante dell'habitat che la ospita, correlando in modo negativo la densità di popolazione alla potenzialità riproduttiva degli esemplari.

Nel loro studio i due autori hanno ridotto artificialmente la densità di popolazione di un gruppo di *Hystrix africaeaustralis* che viveva nella zona di ripopolamento e cattura di Tussen-die-Riviere, in Sudafrica, e hanno provato a quantificare l'effetto che questa manovra ha avuto sulle caratteristiche demografiche della suddetta popolazione. La popolazione in esame era la popolazione endemica di un'area divenuta una zona di ripopolamento nel 1967. Nei primi dieci anni dalla fondazione della riserva non si è osservata la presenza di grandi carnivori, segno che la popolazione di istrici non aveva predatori.

Si sono svolte due operazioni di abbattimento selettivo, rispettivamente negli anni 1977 – 1978 e 1981 – 1982.

Il presupposto iniziale era che il numero di animali in ciascuna fascia d'età rispetto al numero di neonati al momento dell'abbattimento rappresentasse una distribuzione stabile per età. I due autori hanno calcolato la probabilità specifica di sopravvivenza per ogni fascia di età, la probabilità di morte, i tassi di mortalità e fecondità. A tal fine, hanno osservato gli animali prima, durante e dopo ogni abbattimento; inoltre, hanno suddiviso gli animali in varie classi a seconda della loro età.

Dopo gli abbattimenti, la distribuzione dell'età è cambiata notevolmente, la percentuale di individui appartenenti alla classe del primo anno di età è passata da 32,2 a 46,2%. Dal momento che le condizioni climatiche e i tassi di sopravvivenza specifici per età non sono cambiati nel corso dello studio, questo cambiamento nella distribuzione dell'età è riconducibile solo a una differenza nei tassi di fecondità specifici per età.

Gli individui femmina appartenenti alla classe del primo anno di età non si sono riprodotti in condizioni naturali, ma dopo la prima riduzione di densità si sono riprodotti (anche se non tutti hanno portato a termine la gravidanza). Si è visto che anche la fecondità di individui appartenenti ad altre classi di età è migliorata notevolmente dopo la riduzione di densità.

La riproduzione di questi individui è fortemente influenzata da monogamia, stagionalità e dalla loro propensione a non accoppiarsi all'interno dei gruppi natali; i due autori hanno quindi dedotto che la riduzione dell'età al primo accoppiamento (dopo la riduzione di densità) fosse il risultato di un ridotto periodo di inibizione sociale della riproduzione. Questo ha portato a una minore età alla prima riproduzione e pertanto, a un aumento della fecondità specifica per età (van Aarde, 1987b, 1998).

1.2 ANESTESIA DELL'ISTRICE

1.2.1 Immobilizzazione dell'istrice

Manipolare un istrice del Capo può risultare pericoloso per gli operatori e per l'animale. Gli istrici trascorrono la maggior parte del loro tempo sopra gli alberi o nelle proprie tane e questo rende complessa la loro cattura. La sedazione tramite dardo anestetico può provocare gravi danni a questi animali: se si trovano sugli alberi potrebbero cadere a terra, mentre nella tana possono rischiare un'ostruzione respiratoria (Morin e Berteaux, 2003); risulta quindi necessario effettuare una corretta immobilizzazione per poter manipolare questi animali. L'immobilizzazione può essere eseguita da un punto di vista fisico e/o farmacologico: la prima può essere effettuata mediante l'utilizzo di una gabbia *trap door* e di guanti protettivi, mentre la seconda vede l'utilizzo di farmaci tranquillanti e/o sedativi (Barthelmess, 2006; Corbet e Van Aarde, 1996).

Mentre per l'immobilizzazione fisica non vi sono particolari linee guida o varianti da poter seguire, per l'immobilizzazione farmacologica è necessario tenere in considerazione che un sedativo ideale dovrebbe rispondere a vari requisiti di sicurezza ed efficienza, tra cui l'aver un alto indice terapeutico, un basso volume effettivo, un breve tempo di induzione, un tempo di immobilizzazione costante e l'esistenza di un antidoto (Massolo et al., 2003; Pond, D. B., O' Gara, 1996).

1.2.2 Protocolli più utilizzati in letteratura

In letteratura sono presenti pochi protocolli anestesiolgici per l'istrice del Capo, ragione per cui abbiamo considerato anche i protocolli applicati ad altre specie di istrice.

I farmaci più utilizzati negli istrici sono ketamina, xilazina, tiletamina e zolazepam, e i protocolli sono riportati nei paragrafi successivi.

1.2.3 Protocollo: ketamina + xilazina

La ketamina è stata usata con successo nell'anestesia chirurgica di molti vertebrati (Beck, 1976; Pigozzi, 1987b). Tra i suoi vantaggi vi sono la possibilità di essere somministrata con un'iniezione intramuscolare, il suo effetto rapido e non cumulativo e l'ampio margine di sicurezza (Pigozzi, 1987b; Ramsden et al., 1976).

La possibilità di essere somministrata con un'iniezione intramuscolare è stata considerata una caratteristica particolarmente utile avendo a che fare con animali aggressivi.

La ketamina esplica la sua azione causando nell'animale uno stato di incoscienza, in cui l'animale appare dissociato dall'ambiente ma ancora capace di rispondere ad eventuali stimoli dolorosi ed in grado di mantenere i riflessi palpebrale, faringeo e di pedalamiento (Beck, 1976; Pigozzi, 1987b; Ramsden et al., 1976) oltre all'attività cardiovascolare (Alkon, 1984).

Gli effetti collaterali più rilevanti sono apnea, eccessiva salivazione, ipotermia (Morin e Berteaux, 2003), depressione respiratoria e arresto cardiaco (Plumb, 1999). La somministrazione della sola ketamina, non associata ad altri farmaci, può provocare convulsioni, rigidità muscolare e risvegli violenti (Morin e Berteaux, 2003); per questo motivo spesso viene somministrata insieme alla xilazina, riducendo così le dosi utilizzate e di conseguenza la comparsa e l'intensità degli eventuali effetti collaterali (Lumb, W. V. and Jones, 1984b; Morin e Berteaux, 2003; Mudappa e Chellam, 2001; Pigozzi, 1987b; Pond, D. B., O' Gara, 1996).

La xilazina è un farmaco non narcotico depressante il sistema nervoso centrale e con proprietà analgesiche, sedative (Pigozzi, 1987b; Shmidl, 1974) e miorilassanti (Alkon, 1984). È utile somministrarlo in combinazione con la ketamina perché contrasta la rigidità muscolare e le convulsioni che possono essere causate dalla sola somministrazione di ketamina (Amend et al., 1972; Pigozzi, 1987b). Tra gli effetti collaterali del farmaco sono presenti diminuzione della frequenza respiratoria e bradicardia (Plumb, 1999).

In un gruppo di *Hystrix indica*, Alkon ha utilizzato in via sperimentale questa combinazione, usando una dose standard di ketamina 300 mg/individuo e xilazina 20 mg/individuo. Il livello di sedazione ottenuto è stato efficace in tutti i soggetti testati.

L'unico inconveniente è stata la necessità di somministrare una dose aggiuntiva di ketamina e xilazina nei soggetti più pesanti. Il protocollo utilizzato non ha avuto effetti a lungo termine sui soggetti, come confermato dalla normale assunzione di cibo nei giorni seguenti e dalla normale attività misurata con il radiocollare (Alkon, 1984).

Van Aarde nel 1985 ha utilizzato un protocollo che prevedeva la somministrazione combinata di ketamina e xilazina per via intramuscolare.

L'autore ha evidenziato che nessun animale ha mostrato segni di depressione respiratoria e che i farmaci utilizzati, anche in più ripetute, non hanno influenzato negativamente l'attività ovarica delle femmine. Inoltre, le immobilizzazioni ripetute sullo stesso soggetto per periodi fino a 15 mesi non hanno influenzato il tempo di induzione o il tempo di risveglio dell'animale (van Aarde, 1985b).

La medesima combinazione è stata testata un paio di anni dopo anche da Pigozzi su vari esemplari di *Hystrix cristata*. Il metodo utilizzato risulta lievemente differente dal precedente per l'asincronia nella somministrazione dei due farmaci. Prima, è stata somministrata per via intramuscolare una dose di 20 mg/individuo di xilazina, come preanestetico. In un secondo momento, circa dieci minuti dopo, è stata somministrata una dose di ketamina calcolata in funzione del peso dell'animale. Entrambe le iniezioni sono state eseguite nella regione lombare dell'animale.

Nel suo studio Pigozzi ha seguito due protocolli diversi, ad alcuni animali ha somministrato ketamina in dose 5 – 10 mg/kg, ad altri in dose 10 – 20 mg/kg (vedi tabella 1.2.3.1).

L'applicazione di questo protocollo ha mantenuto l'animale immobilizzato abbastanza tempo (vedi tabella 1.2.3.1) per eseguire l'identificazione del soggetto, le sue misurazioni e l'applicazione di un radiocollare (Pigozzi, 1987b).

Nel 2003, Morin e Berteaux hanno provato a stilare un protocollo anestesilogico basato sulla combinazione di ketamina e xylazina alle dosi riportate in tabella 1.2.3.1.

Nella tabella 1.2.3.1 sono riportate le dosi del protocollo utilizzate dai diversi autori e i tempi medi di induzione, immobilizzazione, ripresa della stazione e recupero.

Il tempo di induzione è definito come il lasso di tempo tra la somministrazione dei farmaci e l'avvenuta immobilizzazione del soggetto, quindi dall'iniezione fino al momento in cui l'animale risulta fermo e non risponde a stimoli tattili (Morin e Berteaux, 2003; Pigozzi, 1987b). Il termine di questo intervallo segna il momento in cui l'animale può essere maneggiato in totale sicurezza e spesso corrisponde al posizionamento dell'animale in

decubito laterale (Morin e Berteaux, 2003) e alla perdita del riflesso di raddrizzamento (Morin e Berteaux, 2003; Pond, D. B., O' Gara, 1996).

Il tempo di immobilizzazione è inteso dalla maggior parte degli autori come il tempo che trascorre tra l'induzione e il momento in cui l'animale solleva la testa per la prima volta (Morin e Berteaux, 2003).

Il tempo di ripresa della stazione identifica il tempo trascorso dalla fine dell'immobilizzazione alla ripresa del riflesso di raddrizzamento. Il riflesso di raddrizzamento si considera riacquisito quando l'animale riesce a stare in piedi sui quattro arti (Morin e Berteaux, 2003).

Il tempo di recupero identifica il tempo intercorso tra il momento in cui l'istrice sta sui quattro arti fino al momento della scomparsa di tutti i segni dell'alterazione mentale causata dai farmaci.

Tabella 1.2.3.1: protocolli di sedazione utilizzati negli istrici da vari autori e tempi medi osservati di induzione, immobilizzazione, ripresa della stazione e recupero

	Ketamina (mg/kg)	Xilazina (mg/kg)	Tempo medio di induzione (min)	Tempo medio di immobiliz- zazione (min)	Tempo medio di ripresa della stazione (min)	Tempo medio di recupero (min)
Alkon (1984)	300 mg/individuo	20 mg/individuo	14	/	/	131
Van Aarde (1985)	5,40 ± 0,64	1,51 ± 0,23	4,7 ± 2,1	/	/	147,2 ± 57,1
Pigozzi (1987)	5 – 10	20 mg/individuo	5 ± 2,52 (3 – 9)*	24 – 50	/	/
	10 – 20	20 mg/individuo	4,6 ± 2,17 3 – 9	17 – 87	/	/
Morin e Berteaux (2003)	5 mg/kg	2 mg/kg	5,2 ± 2,8	31,6 ± 13,1	9,4 ± 7,5	29,5 ± 16,8

* L'autore Pigozzi ha considerato il tempo medio di induzione come il periodo tra il completo collasso dell'animale fino alla ripresa del controllo della muscolatura, ovvero fino al momento in cui non può essere maneggiato con sicurezza (Pigozzi, 1987b).

Morin e Berteaux hanno ottenuto un buon livello di sedazione e una bassa mortalità utilizzando un dosaggio di ketamina e xilazina più basso rispetto a quello utilizzato da altri autori, e raramente è stato necessario somministrare una dose aggiuntiva. In questo modo, diminuendo la dose ma mantenendo la stessa efficacia, si aumenta la sicurezza dell'anestesia e diminuiscono i costi. (Morin e Berteaux, 2003).

Gli stessi autori hanno notato che i tempi di induzione, di immobilizzazione e di ripresa della stazione dipendevano dalla massa degli animali, in particolare ad una maggior

massa corporea sono corrisposti maggiori tempi di induzione e di ripresa della stazione, dal sesso dei pazienti e dalla dose somministrata.

La qualità delle immobilizzazioni e la frequenza respiratoria dei soggetti durante le immobilizzazioni non sono risultate correlate alla massa corporea e al sesso (Morin e Berteaux, 2003). Per quanto riguarda la relazione tra la qualità delle immobilizzazioni e le dosi di farmaco invece si possono trovare dati discordanti, Morin e Berteaux nel 2003 hanno mostrato l'assenza di una correlazione mentre Pigozzi nel 1987 ha segnalato tempi di immobilizzazione molto più brevi negli animali ai quali era stato somministrato un dosaggio di ketamina inferiore (Morin e Berteaux, 2003; Pigozzi, 1987b).

È importante notare che i due studi, eseguiti a distanza di anni l'uno dall'altro, hanno somministrato quantità di farmaco sensibilmente differenti; la discordanza delle osservazioni è quindi probabilmente legata a tale discrepanza.

I limiti osservati in questo protocollo sono eccitazione e aumentata attività motoria durante il risveglio di qualche individuo, che appariva disorientato, camminava in circolo ed era ipertermico. Si ipotizza che questi effetti collaterali possano essere dovuti all'elevata temperatura ambientale durante l'anestesia. (Pigozzi, 1987b).

Nel corso della prova di Pigozzi sono deceduti due esemplari, uno si sospetta sia morto a causa di ipertermia a seguito dell'aumentata attività motoria (la temperatura ambientale era molto elevata), l'altro soggetto presentava invece una grave lacerazione sul dorso che ha influenzato la sua condizione fisica. Entrambi gli animali avevano ricevuto un dosaggio basso di ketamina, che quindi probabilmente non è stata l'unica causa del decesso. Si consiglia quindi di prestare attenzione allo stato di salute del soggetto e alla temperatura ambientale prima di procedere con la somministrazione di ketamina (Pigozzi, 1987b).

Altri variabili che potrebbero influenzare gli effetti di questo protocollo sono l'erronea somministrazione sottocutanea con conseguente maggior tempo di induzione (Fitzgerald, 1973; Pigozzi, 1987b), l'erronea somministrazione nei depositi di grasso con conseguente rallentamento nell'assorbimento dei farmaci (Harthoorn, 1976; Pigozzi, 1987b), l'utilizzo di un ago non idoneo (ad esempio, una siringa a tenuta di gas potrebbe variare la profondità della somministrazione e di conseguenza il tempo di induzione) (Pigozzi, 1987b; J. M. Wright, 1983), il tempo trascorso nella gabbia prima

dell'immobilizzazione (Fitzgerald, 1973; Pigozzi, 1987b), la condizione fisiologica e il temperamento dell'animale (Addison e Kolenosky, 1979; Harthoorn, 1976; Pigozzi, 1987b; Wood et al., 1977). Altre variazioni nella risposta ai farmaci potrebbero essere date dall'età o dalla sensibilità individuale degli esemplari (Pigozzi, 1987b).

Per quanto riguarda i possibili miglioramenti di questo protocollo, si consiglia di usare siringhe *pole-mounted* rispetto a siringhe a tenuta di gas, per il miglior posizionamento dell'ago, in modo da essere sicuri di eseguire un'iniezione intramuscolare invece di un'erronea somministrazione sottocutanea (Pigozzi, 1987b).

Si consiglia di far risvegliare gli istrici in una gabbia o in un *enclosure* prima di rilasciarli in natura (Alkon, 1984; Pigozzi, 1987b), in modo che al momento del rilascio siano in grado di erigere gli aculei e muovere la coda per difendersi da eventuali predatori (Morin e Berteaux, 2003).

Inoltre, sono consigliate le somministrazioni dei farmaci per via intramuscolare nella coda invece che nel dorso, perché sono più efficaci, consentono di somministrare una minor dose di farmaco e spesso è sufficiente una sola somministrazione. La coda dell'istrice è molto muscolosa, dal momento che viene utilizzata sia come sostegno per arrampicarsi sugli alberi sia come arma di difesa dai predatori (Morin e Berteaux, 2003).

Non si conosce esattamente il motivo per cui le iniezioni sul dorso siano meno efficaci e richiedano più volte iniezioni multiple, ma si presuppone che possa essere per la maggior probabilità di mancare il muscolo in questa zona. Infatti, i muscoli del dorso possono essere molto sottili in tardo inverno e in primavera, ovvero quando gli istrici hanno esaurito la maggior parte delle riserve di grasso e proteine. In questi soggetti può accadere che l'ago vada dritto attraverso i muscoli del dorso e risulti in un'iniezione intraperitoneale. Invece, i muscoli della coda non si atrofizzano come quelli del dorso.

Rispetto alla coscia, la coda è più sicura perché non contiene grossi vasi sanguigni, tendini e nervi, che potrebbero essere danneggiati, ed inoltre è più sicuro per l'operatore, dal momento che tiene la coda, una vera e propria arma di difesa dell'animale, diminuendo così il rischio di attacco (Morin e Berteaux, 2003).

Un altro consiglio è quello di utilizzare yohimbina, un antagonista specifico, completamente efficace nei confronti di xilazina ma solo parzialmente nei confronti di

ketamina; potrebbe aiutare ad accorciare il tempo di recupero e a prevenire la mortalità nel caso dovessero verificarsi complicanze (Belant, 1991; Morin e Berteaux, 2003; Plumb, 1999).

La mortalità è molto bassa ed è spesso attribuibile a soggetto lasciati recuperare in natura (Morin e Berteaux, 2003), non monitorati, al freddo, soggetti ad ipersensibilità al farmaco (Lumb, W. V. and Jones, 1984a; Morin e Berteaux, 2003) o posizionati in modo scorretto con conseguente ostruzione respiratoria (Morin e Berteaux, 2003).

In generale, si deve porre particolare attenzione a soggetti in cattiva condizione fisica o che presentano un brevissimo tempo di induzione, che potrebbe essere un segnale di ipersensibilità al farmaco (Morin e Berteaux, 2003).

1.2.4 Protocollo: tiletamina + zolazepam

Si tratta di una miscela a base di un anestetico dissociativo con una benzodiazepina (Wilson et al., 1993), commercializzata in rapporto 1 : 1, ed è usata con successo per immobilizzare molte specie di mammiferi (Hale et al., 1994). Ne risulta un anestetico iniettabile non oppioide e non barbiturico. Quando viene ricostituito con 5 ml di acqua sterile si ottiene una soluzione 100 mg/ml (Massolo et al., 2003).

È una miscela ottima per essere utilizzata in campo, perché assicura un breve tempo di induzione, un buon livello di rilassamento muscolare, minimi effetti sulla respirazione, un ampio margine di sicurezza, un tempo di immobilizzazione relativamente costante e un recupero tranquillo (Massolo et al., 2003); inoltre, può essere trasportata in forma di polvere e poi ricostituita con acqua sterile in concentrazioni variabili (Hale et al., 1994), dando in questo modo la possibilità di somministrare un ridotto volume complessivo di farmaco (Massolo et al., 2003). L'ampio margine di sicurezza si rileva molto vantaggioso nelle anestesie in campo, dove spesso il peso corporeo dell'animale può essere soltanto stimato (Massolo et al., 2003).

Questa miscela ha riportato in letteratura alcuni effetti collaterali, tra cui occasionale bradicardia, depressione respiratoria (Massolo et al., 2003; Pond, D. B., O' Gara, 1996), emesi ed eccessiva salivazione (Massolo et al., 2003).

Nella tabella 1.2.4.1 sono riportate le dosi (mg/kg) della miscela di tiletamina e zolazepam utilizzate da Hale nel 1994 e, più tardi, da Massolo nel 2003; i due autori hanno anche riportato il tempo medio di induzione, di immobilizzazione e di recupero.

Tabella 1.2.4.1: dosi e tempi misurati dagli autori

	Dose (mg/kg)	Tempo medio di induzione (min)	Tempo medio di immobilizzazione (min)	Tempo medio di recupero (min)
Hale	9,1 – 11,0	3,2 ± 1,3 (1 – 6)	44,2 ± 19,5 (1 – 81)	non misurato
Massolo	7,24 ± 0,37	5,3 ± 1,1	22,6 ± 2,3	28,7 ± 3,2

La miscela utilizzata da entrambi gli autori era stata precedentemente ricostituita a una concentrazione di 100 mg/ml. L'autore Hale ha iniziato la somministrazione con una dose di 10 mg/kg, poi ad alcuni individui ha somministrato 7 mg/kg per accorciare il tempo di immobilizzazione.

Il tempo di induzione è risultato indipendente dalla dose, dal metodo di cattura, dal peso e dal sesso dell'animale.

Il tempo di immobilizzazione è variato in base alla dose e al peso, ma non al metodo di cattura e al sesso. Può essere previsto tramite questa formula: $IT = -6.97 + 3.36 \times \text{dose} + 3.95 \times \text{peso}$ (dose mg/kg; peso kg) (Hale et al., 1994). Questa affermazione contrasta con lo studio di Massolo, secondo il quale il tempo di immobilizzazione non varia in base alla dose di farmaco somministrata (Massolo et al., 2003).

Non è stata ritrovata una correlazione né tra frequenza respiratoria e dose somministrata, né tra frequenza cardiaca e dose durante l'immobilizzazione dei soggetti (Hale et al., 1994; Massolo et al., 2003). I parametri fisiologici non sono variati in base alla dose o al tempo di induzione (Massolo et al., 2003).

In alcuni casi si è resa necessaria la somministrazione di una dose aggiuntiva per ottenere e per mantenere l'immobilizzazione del soggetto (Hale et al., 1994; Massolo et al., 2003).

Il tempo di recupero sembra essere legato alla dose di farmaco somministrata (Massolo et al., 2003). Non si sono osservati eccitazione o aumentata attività motoria durante il recupero degli animali (Massolo et al., 2003).

Alcuni eventi si sono osservati durante l'induzione e l'immobilizzazione, che possono essere relazionati alla dose o al metodo di cattura, ovvero rigidità muscolare, movimento della bocca o degli arti, eccessiva salivazione, vocalizzazioni e tremori muscolari (Hale et al., 1994); questi eventi non sono stati riscontrati nello studio di Massolo (Massolo et al., 2003).

Alcuni degli isticci che hanno ricevuto 10 mg/kg sono caduti dagli alberi nelle prime ore dopo l'induzione. Si consiglia quindi di rilasciare gli animali dopo almeno 3 – 4 ore trascorse dall'induzione, poiché tendono a cercare rifugio sugli alberi, rischiando di cadere e farsi male. Infatti, nelle prime ore dopo il risveglio molti soggetti non sono ancora in grado di camminare coordinati e senza scivolare o inciampare (Hale et al., 1994).

I vantaggi dell'utilizzo di questo protocollo sono la mancanza di effetti collaterali gravi durante l'immobilizzazione e il recupero (Hale et al., 1994) e il buon livello di miorilassamento ottenuto (Massolo et al., 2003). Gli unici effetti collaterali che si sono verificati sono stati lievi, non hanno interferito con la manipolazione dell'animale e sembra non abbiano causato dolore all'animale (Hale et al., 1994). Inoltre, le iniezioni di questa miscela necessitano di un minor volume complessivo di farmaco, ed in questo modo si riduce il rischio di danneggiare i tessuti perché le soluzioni vengono iniettate sotto pressione (Massolo et al., 2003; Pond, D. B., O' Gara, 1996).

Gli svantaggi di questo protocollo sono i tremori muscolari, che potrebbero interferire con un'eventuale chirurgia, e il tempo di recupero relativamente lungo (Hale et al., 1994).

Il tasso di mortalità è stato molto basso (1,5% nello studio di Hale) e potrebbe essere legato a miopatia da cattura o effetti farmacologici non indagabili in campo (Massolo et al., 2003)

1.2.5 Protocollo: fentanyl + xilazina

L'autore van Aarde ha somministrato un protocollo a base di fentanyl e xilazina a vari esemplari di *Hystrix africaeaustralis*.

Il fentanyl è un derivato sintetico dell'oppio utilizzato per il suo effetto narcotico e analgesico, caratterizzato da una rapida insorgenza d'azione, breve durata d'azione e un'elevata potenza (Clotz e Nahata, 1991).

Questo protocollo ha dato buoni risultati, i tempi di induzione e di recupero sono stati relativamente brevi in tutti i soggetti trattati. Il dosaggio medio di fentanyl è stato di $0,16 \pm 0,06$ mg/kg, il dosaggio medio di xilazina è stato di $0,66 \pm 0,14$ mg/kg. Il tempo medio di induzione è stato di $5,0 \pm 2,7$ minuti e il tempo medio di recupero è stato di $135,8 \pm 59,2$ minuti. Nessuno dei 167 animali a cui è stato somministrato questo protocollo ha mostrato segni di depressione respiratoria (van Aarde, 1985b).

Purtroppo, non sono stati pubblicati maggiori dettagli riguardo gli isticci che hanno ricevuto questo protocollo.

1.2.6 Alternative ai protocolli finora utilizzati

Si è visto che la ketamina associata a un α_2 -agonista ha mostrato eccellenti risultati in letteratura. Tra gli α_2 -agonisti reperibili in commercio, si potrebbe utilizzare la dexmedetomidina anziché la xilazina, in quanto è molto più potente e selettiva verso i recettori α_2 , al punto da poter essere considerata quasi un α_2 -agonista puro. Essa è inoltre dotata di ottime proprietà sedative, analgesiche e miorilassanti, la sua insorgenza d'azione è molto rapida (10 – 15 minuti) e la durata d'azione è di 30 – 90 minuti. La dexmetomidina è inoltre antagonizzabile con atipamezolo (Paris e Tonner, 2005).

Se l'anestesia ha delle finalità chirurgiche, è possibile aggiungere al protocollo anche derivati oppioidi e benzodiazepine, per le loro proprietà rispettivamente analgesiche e miorilassanti.

Tra i vari derivati oppioidi registrati per la medicina veterinaria, si trovano metadone, buprenorfina, fentanyl e butorfanolo.

Il metadone ha una potenza limitata se comparato ad altri farmaci oppioidi e un'insorgenza d'azione considerata troppo lenta ai fini di operare un animale in campo. Il fentanyl è il derivato sintetico dell'oppio più potente registrato per la medicina veterinaria e presenta un'insorgenza d'azione molto rapida, tuttavia anche la sua durata d'azione è molto limitata nel tempo.

I principali effetti collaterali di metadone e fentanyl sono bradicardia e depressione respiratoria, perché entrambi agiscono come agonisti dei recettori μ (Grimm et al., 2017); si preferisce evitare la somministrazione di farmaci causanti depressione respiratoria se non vi è la certezza di riuscire ad intubare gli animali.

La buprenorfina è un μ -agonista parziale, il suo effetto sedativo è più marcato rispetto all'effetto analgesico. È un farmaco molto potente ma è caratterizzato da una lenta insorgenza d'azione e da un'elevata durata d'azione (Grimm et al., 2017); se utilizzato in questa specie, potrebbe compromettere la qualità del risveglio. Infatti, questi animali hanno la tendenza a nascondersi sugli alberi o a cercare rifugio in fondo a delle tane, entrambi comportamenti molto pericolosi se praticati sotto l'effetto di un sedativo.

Il butorfanolo, infine, è un farmaco anestetico oppioide, a doppia azione agonista-antagonista, molto utilizzato in medicina veterinaria per le sue proprietà sedative e analgesiche, soprattutto in caso di dolore viscerale. È caratterizzato da una breve durata d'insorgenza e d'azione; il suo effetto d'azione è sui recettori k , quindi non contribuisce ad un'eventuale depressione respiratoria. Il butorfanolo può essere somministrato per via parenterale, sia in muscolo che in vena, ed è caratterizzato da una rapida insorgenza. Raggiunge il picco di azione dopo 30 – 60 minuti ed ha una durata di 1 – 2 ore (Grimm et al., 2017; Pachter e Evens, 1985).

I vantaggi dell'utilizzo di questo farmaco sono la breve durata d'azione ed i minimi effetti sull'apparato cardiovascolare e respiratorio (Aarnes e Muir, 2011); la sua azione è sinergica se somministrato insieme a farmaci α_2 -agonisti (Maddern et al., 2010), ragione per cui spesso è associata la somministrazione di dexmedetomidina. Infine, esiste un antidoto registrato per la medicina veterinaria, ovvero il naloxone.

I suoi effetti collaterali sono rari e comprendono ipotermia, diuresi ed effetti disforici.

Le benzodiazepine più utilizzate in medicina veterinaria sono diazepam, midazolam e zolazepam. Sono spesso utilizzate nei protocolli anestetici perché hanno un effetto sedativo, miorilassante e possono potenziare gli effetti depressanti di altri farmaci.

Lo zolazepam è commercializzato insieme alla tiletamina, in rapporto 1 : 1.

Il diazepam è somministrato per via endovenosa lenta, dal momento per via intramuscolare è difficile prevederne l'assorbimento e causa dolore all'animale, poiché contiene glicole propilenico.

Il midazolam può essere somministrato per via endovenosa, intramuscolare e trans-mucosale, il suo effetto è maggiormente prevedibile rispetto al diazepam e inoltre è caratterizzato da maggiore potenza e minori effetti collaterali. La durata d'insorgenza è breve, così come la durata d'azione, e tende ad accumularsi meno rispetto al diazepam, causando quindi meno effetti disforici al risveglio dell'animale (Grimm et al., 2017).

Anche per le benzodiazepine esiste in commercio la presenza di un antidoto, ovvero il flumazenil (Grimm et al., 2017; Lu et al., 2011).

2. OBIETTIVI

L'obiettivo principale di questo studio è verificare l'efficacia, la sicurezza e la facilità di impiego di un innovativo protocollo anestesilogico a base di ketamina, dexmedetomidina, butorfanolo e midazolam in sei esemplari di istrice del Capo (*Hystrix africaeaustralis*), sottoposti ad esame fisico diretto e ad orchietomia elettiva.

Si è voluto inoltre indagare l'utilizzo di questo protocollo come premedicazione prima dell'intubazione orotracheale di questi animali e del successivo mantenimento dell'anestesia gassosa con isoflurano in ossigeno.

Secondariamente, si è deciso di cercare una correlazione tra il peso, l'età e le misurazioni biometriche dei soggetti.

3. MATERIALI E METODI

Per la realizzazione di questo studio sono stati coinvolti sei esemplari di istrice appartenenti alla specie *Hystrix africaeaustralis* ospitati presso il Parco Faunistico di Valcorba (Stroppare, PD). I soggetti sono stati anestetizzati con lo scopo di eseguire dei controlli sul loro stato di salute mediante visita clinica ed esame ematobiochimico e, nei maschi, per eseguire un intervento di orchietomia elettiva. Tutti i soggetti sono inoltre stati sottoposti ad un esame elettrocardiografico ed ecocardiografico.

La raccolta dei dati si è svolta presso il parco in due giornate: per due istrici il 03/07/2020, per gli altri quattro l'08/07/2020.

Al fine di garantire la sicurezza degli animali, degli operatori e la corretta raccolta dei dati, è stato applicato singolarmente per ogni soggetto un protocollo, che comprendeva le seguenti procedure:

1. Preparazione dello spazio operatorio
2. Osservazioni in campo, cattura e spostamento del soggetto
3. Misurazione del peso corporeo mediante dinamometro
4. Preparazione e somministrazione intramuscolare dei farmaci anestetici
5. Trasferimento dell'animale in sala operatoria
6. Visita clinica, identificazione del sesso e valutazione della qualità della sedazione
7. Segnalamento (rilevazione dei dati dal microchip) e rilevazione dei dati morfometrici
8. Applicazione dei sistemi di monitoraggio delle funzioni vitali e intubazione orotracheale
9. Inserimento del catetere endovenoso, induzione dell'anestesia e intubazione dell'animale
10. Intervento chirurgico
11. Estubazione e risveglio

Durante le procedure è stata compilata per ciascun animale un'apposita scheda per la raccolta dei dati (vedi Appendice).

Il personale presente durante tutta la durata degli interventi è stato il seguente: dott.ssa Laura Voltan (Medico Veterinario del Parco Faunistico, chirurgo), prof.ssa Giulia De Benedictis (Medico Veterinario, responsabile dell'anestesia), dott. Luca Bellini (Medico Veterinario, anestesista), dott.ssa Francesca Zanusso (Medico Veterinario, anestesista), prof.ssa Helen Poser (Medico Veterinario, cardiologo), dott.ssa Carlotta Valente (Medico Veterinario, cardiologo, dottorando), Giulia Cento (studentessa tesista di Medicina Veterinaria), Nicoletta Mazzone (proprietaria del Parco Faunistico) e Francesca Mazzone (keeper del Parco Faunistico).

3.1 Preparazione dello spazio operatorio

Lo spazio operatorio è stato opportunamente preparato all'interno di un ambulatorio presente nella struttura del parco.

All'ingresso della stanza sono stati posizionati un dinamometro, un metro da sarta e un calibro per la raccolta dei dati biometrici.

Centralmente alla stanza è stato posizionato il tavolo operatorio, accanto al quale erano presenti da un lato un carrello portastrumenti chirurgici con relativa strumentazione chirurgica e dall'altro lato l'attrezzatura per l'anestesia: un vaporizzatore per isoflurano, isoflurano (Isoflurane Vet per inalazione, 250 ml, Boehringer Ingelheim Animal Health Italia S.p.A.), un concentratore di ossigeno e un circuito anestesilogico circolare con rirespirazione (vedi Figura 7). Il vaporizzatore veniva tarato ogni giorno precedente all'utilizzo in campo.



Figura 7: circuito di anestesia

Nella stanza sono stati posizionati un cronometro (cronometro OnStart, Decathlon®), un pulsossimetro veterinario (EDAN H100B), un capnografo (capnografo EMMA, Masimo®), uno sfigmomanometro digitale con bracciali di varie misure (Pettrust, BioCare Corporation®), un termometro digitale (Pic Solution®), una piantana a cui è stato appeso un flacone di Ringer Lattato (500 ml) collegato a un deflussore con regolatore di flusso e butterfly 21G, un laringoscopio e il materiale necessario per l'intubazione (vedi paragrafo "3.8 Applicazione dei sistemi di monitoraggio delle funzioni vitali e intubazione orotracheale"), una cassetta con tutto il materiale necessario per l'anestesia (farmaci d'urgenza, farmaci anestetici, un flacone di isoflurano, tracheotubi, cateteri venosi, cateteri urinari, tappini perforabili, butterfly, cerotto, siringhe, pallone Ambu), un ecografo (Philips CX50) e un elettrocardiografo (EDAN VE-300).

Sono inoltre state posizionate delle lampade per garantire una corretta illuminazione durante l'intera durata delle operazioni, due ventilatori e due termometri ambientali, allo scopo di poter controllare la temperatura ambientale viste le temperature elevate della stagione in cui si è svolto lo studio.

Nella stanza era presente anche un lavandino per la pulizia chirurgica delle mani, avvenuta con una spazzola per lavaggio chirurgico a base di iodopovidone 7.5% (spazzola monouso Tecno – Scrub, Omnia) per effettuare lo scrub chirurgico.

Alla fine di tutta la procedura si procedeva con la pulizia e disinfezione del locale e la preparazione per il soggetto successivo, in particolare si effettuavano la disinfezione del tavolo, la pulizia del pavimento, il cambio della linea dei fluidi e la preparazione del materiale per l'intubazione e del materiale chirurgico. Infine, si controllavano il livello del gas anestetico e il corretto funzionamento del concentratore di ossigeno, del vaporizzatore e del circuito di anestesia.

3.2 Osservazioni in campo, cattura e spostamento del soggetto

Ogni esemplare prima delle procedure è stato isolato per almeno un'ora in un *enclosure* (4,00 x 3,50 metri), senza accesso a cibo e acqua. Al termine del periodo di isolamento ogni animale è stato osservato e valutato per almeno cinque minuti, al termine dei quali è stato inserito in una delle seguenti categorie, nell'apposita scheda (vedi Appendice):

- Molto agitato
- Agitato / nervoso
- Calmo / tranquillo
- Depresso
- Altro

È quindi stata svolta una breve osservazione dell'animale che ha visto porre particolare attenzione allo stato del sensorio e al livello di attività di ciascun animale.

Dopo l'osservazione, ciascun animale è stato catturato dal keeper del parco (Francesca Mazzonetto) mediante una gabbia cattura (105 x 34 x 42 cm). In particolare, ogni esemplare è stato spinto verso una parete, al fianco della quale è stata posizionata la gabbia cattura. L'istrice è stato quindi sospinto verso la gabbia e catturato.

L'animale all'interno della gabbia è stato poi trasferito verso le zone di pesatura e lo spazio operatorio con l'ausilio di un motocarro di proprietà del centro faunistico.

Durante il trasporto, la gabbia cattura è stata coperta da teli di stoffa coprenti in modo da isolare l'animale dall'ambiente esterno e limitare gli stimoli visivi. La gabbia è stata caricata sul veicolo prestando attenzione al suo posizionamento in piano e al massimo distanziamento possibile dal motore. Lo spostamento ha avuto una durata di tre minuti ed è avvenuto ad un passo di marcia lento e regolare finalizzato al minimizzare le vibrazioni e gli stimoli uditivi subiti dagli animali.

3.3 Misurazione del peso corporeo mediante dinamometro

La pesatura degli animali è stata svolta con l'ausilio di un dinamometro portatile (HCB 50K100, Kern and Sohn®). La gabbia cattura con l'animale all'interno è stata fissata allo strumento per mezzo di un gancio ed è stato riportato il suo peso nell'apposita scheda

(vedi Appendice). Conoscendo il peso della gabbia, è stato possibile calcolare il peso di ciascun animale per calcolare la corretta dose di farmaci da utilizzare.

3.4 Preparazione e somministrazione intramuscolare dei farmaci anestetici

Per ogni animale è stato utilizzato lo stesso protocollo di premedicazione che comprendeva una miscela di dexmedetomidina, butorfanolo, ketamina e midazolam, somministrati simultaneamente in un'unica iniezione intramuscolare con una sola siringa secondo i dosaggi riportati in tabella 3.4.1.

Tabella 3.4.1: Farmaci e relativi dosaggi utilizzati per la premedicazione dell'istrice

Principio attivo	Farmaco	Dosaggio (mg/kg)
Dexmedetomidina	Dexdomitor, Vétoquinol, Italia	0,008 mg/kg
Butorfanolo	Dolorex, MSD Animal Health, Italia	0,3 mg/kg
Ketamina	Nimatek, Dechra Veterinary Products, Italia	5 mg/kg
Midazolam	Ipnovel, Roche, Italia	0,2 mg/kg

L'iniezione intramuscolare è stata eseguita dallo stesso operatore (dott.ssa Voltan) sull'animale all'interno della gabbia cattura. Il contenimento è avvenuto con l'aiuto di una lamiera divisoria che è stata compressa dal keeper sull'animale in modo da immobilizzarlo tra una parete della gabbia cattura e tale lamiera e rendere l'iniezione più agevole.

Il contenimento dell'animale è risultato difficoltoso a causa della sua agitazione e aggressività nei confronti degli operatori.

Durante il contenimento l'animale è stato osservato e si sono annotate nell'apposita scheda le sue reazioni al contenimento in gabbia, ai tentativi di iniezione e alla somministrazione dei farmaci. È stata inoltre riportata la sede di somministrazione dell'iniezione.

Dal momento dell'effettiva somministrazione dell'anestesia sono state valutate le prime reazioni all'iniezione e ne è stato riportato sulla scheda il tempo in cui esse sono avvenute, mediante l'aiuto di un cronometro; in particolare, è stato annotato il tempo intercorso tra la somministrazione e il momento in cui l'animale appoggiava la testa al suolo (*head down*), perdeva la stazione (*recumbency*) e perdeva il riflesso di raddrizzamento (*loss of rightening reflex*).

3.5 Trasferimento dell'animale in sala operatoria

Dopo qualche minuto dalla somministrazione dell'anestesia, quando l'animale aveva un riflesso palpebrale lieve o assente e non mostrava reazioni alle manipolazioni dell'operatore, si effettuava il trasferimento dell'animale in sala operatoria; questa manovra era resa possibile dalla perdita del riflesso di raddrizzamento e dal posizionamento in decubito sternale dell'animale.

Un operatore protetto da guanti protettivi ha quindi aperto la gabbia cattura, preso e sollevato l'animale dalla gabbia e l'ha posizionato in decubito sternale sul tavolo operatorio.

L'orario del trasferimento ed eventuali reazioni dell'animale sono state osservate e riportate nella scheda.



Figura 8: paziente trasferito sul tavolo operatorio

3.6 Visita clinica, identificazione del sesso e valutazione della qualità della sedazione

Dopo aver posizionato l'animale sul tavolo operatorio è stata effettuata la visita clinica, che comprendeva la valutazione dello stato di nutrizione, della tonicità muscolare, del colore delle mucose, del tempo di riempimento capillare, della cute, della frequenza cardiaca e della frequenza respiratoria. In questa fase è stata effettuata inoltre l'identificazione del sesso del soggetto.

Dal momento in cui l'animale veniva posizionato sul tavolo operatorio (momento zero) si iniziava la valutazione della qualità della sedazione attraverso il *sedation score*, ovvero un punteggio con minimo 1 (nessuna sedazione) e massimo 5 (anestesia) per un tempo di dieci minuti, ai minuti 0, 5 e 10. Lo *score* è stato assegnato dallo stesso operatore (Giulia Cento) per ogni animale.

In particolare, ciascun punteggio corrispondeva alle seguenti definizioni:

1. Nessun effetto riconoscibile: l'animale appare vigile e presenta normale reazione agli stimoli.
2. Leggera sedazione: l'animale appare assennato, presenta una rallentata risposta agli stimoli.
3. Sedazione moderata: l'animale appare molto assennato, è in decubito, appare dormiente ma può essere risvegliato da stimoli forti ed improvvisi.
4. Sedazione profonda: l'animale è in decubito e dormiente, può essere risvegliato solo con fatica da stimoli molto forti.
5. Sedazione molto profonda/anestesia: l'animale è in decubito laterale e dormiente, non può essere risvegliato.

In questa fase sono stati raccolti anche i parametri vitali del paziente, in particolare la frequenza cardiaca (HR), la frequenza respiratoria (RR), la pressione sistolica (SBP), diastolica (DBP) e media (MAP), la saturazione di ossigeno (SpO_2) e la temperatura rettale (T).



Figura 9: misurazione della saturazione di ossigeno (SpO_2) mediante pulsossimetro in un paziente

3.7 Segnalamento (rilevazione dei dati dal microchip) e rilevazione dei dati morfometrici

Quando l'animale ha raggiunto un *sedation score* di almeno 3/5, è stato possibile effettuare l'identificazione del soggetto.

Per completare il segnalamento sono stati necessari tre passaggi:

- Lettura del microchip mediante l'utilizzo di un apposito lettore e rilevazione dei suoi dati anagrafici dal registro del parco
- Applicazione sugli aculei di fasce di nastro adesivo di un colore diverso per ciascun animale, a scopo identificativo
- Raccolta dei dati biometrici

Le fasce colorate sugli aculei hanno permesso agli operatori di riconoscere prontamente l'animale anche nei giorni seguenti alla procedura anestesiológica, così da evitare la cattura dello stesso animale nella seconda giornata di raccolta dati. L'identificazione di ciascun soggetto ha garantito inoltre il monitoraggio post-operatorio e la rilevazione di eventuali reazioni o comportamenti anomali nel singolo soggetto.

I dati biometrici, raccolti su ciascun animale in base alle indicazioni riportate in letteratura per l'istrice europeo *Hystrix cristata* (Mori e Lovari, 2014; Pigozzi, 1987a), sono elencati e descritti nella tabella 3.7.1.

Tabella 3.7.1: Descrizione dei dati biometrici

Dati biometrici	Descrizione	Strumento utilizzato
Peso dell'animale (kg)	Peso in kg dell'animale	Dinamometro
Lunghezza del corpo (cm)	Si intende dalla punta del naso alla base della coda, lungo la colonna vertebrale	Metro da sarta
Lunghezza della coda (cm)	Dalla base della coda alla punta della coda, con esclusione delle penne a sonagli	Metro da sarta
Lunghezza dell'orecchio	Dal lobo alla punta dell'orecchio	Calibro
Lunghezza del piede posteriore	Dalla punta del terzo dito alla perpendicolare della parte più prominente del tallone	Metro da sarta
Altezza della spalla	Dalla parte superiore della spalla al tallone, tenendo il gomito allungato	Metro da sarta
Circonferenza del collo	Misurata dietro la cresta	Metro da sarta

I dati biometrici ottenuti sono stati successivamente inseriti nel programma Microsoft Excel, tramite cui è stato possibile calcolare il coefficiente di correlazione per vedere se esisteva una correlazione tra i dati biometrici e l'età dell'animale, tra i dati biometrici e il peso dell'animale e tra l'età e il peso dell'animale.

Il coefficiente di correlazione è un valore che va da -1 a +1. Più il coefficiente di correlazione è vicino a +1, maggiore è la correlazione positiva tra due matrici, più è vicino a -1, maggiore è la correlazione negativa.

La correlazione positiva tra due matrici significa che, se i valori in una matrice aumentano, anche i valori dell'altra matrice aumentano; una correlazione negativa, al contrario, significa che se i valori in una matrice aumentano, i valori dell'altra matrice diminuiscono.

Un coefficiente di correlazione vicino a zero indica una correlazione tra due matrici assente o molto debole.

3.8 Applicazione dei sistemi di monitoraggio delle funzioni vitali e intubazione orotracheale

Il monitoraggio del paziente è stato eseguito in modo continuo, a partire dalla somministrazione dell'anestesia fino al risveglio dell'animale, con registrazione di diversi parametri. I valori sono stati riportati sulla scheda anestesologica a intervalli di cinque minuti.

Per tutta la durata dell'anestesia si sono monitorati frequenza cardiaca (HR), frequenza respiratoria (RR), pressione sanguigna sistolica (SBP), diastolica (DBP) e media (MAP), saturazione di ossigeno (SpO₂) e temperatura rettale (T). Per effettuare queste registrazioni, gli elettrodi collegati all'elettrocardiografo sono stati applicati su tre polpastrelli dell'animale (entrambi gli anteriori e posteriore sinistro), il capnografo è stato collegato davanti al tubo dell'ossigeno, lo sfigmomanometro elettronico è stato collegato a un bracciale di misura variabile sull'arto anteriore sinistro dell'animale, il pulsossimetro è stato posizionato sulla lingua dell'animale e la temperatura rettale veniva rilevata ogni cinque minuti con il termometro.

Parallelamente a queste registrazioni sono stati valutati il riflesso palpebrale (valutato mediante l'apposizione di un bastoncino di ovatta nel canto mediale dell'occhio dell'animale), la posizione dell'occhio (valutata osservando l'occhio dell'animale), il tono della mandibola (veniva valutato tirando delicatamente la mandibola verso il basso e classificando il livello di resistenza muscolare) e il tono della muscolatura degli arti (valutato muovendo delicatamente uno o due arti dell'animale e stimando così il livello di resistenza muscolare).

Per ognuno di questi è stato assegnato un punteggio, secondo quanto riportato in tabella 3.8.1. È stata inoltre effettuata ogni cinque minuti la somma di tutti i punteggi, indicativa del livello complessivo di anestesia del soggetto. Sono stati definiti due valori soglia, 4 e 9, che indicano rispettivamente un livello di anestesia troppo superficiale e troppo profondo.

Tabella 3.8.1: Descrizione della valutazione dei riflessi durante l'anestesia

	0	1	2	3
Reazione palpebrale	Spontaneo	Forte	Debole	Assente
Posizione dell'occhio	Centrale	Parzialmente ventro- mediale	Ventro- mediale	
Tono della mandibola	Normale	Ridotto	Assente	
Tono della muscolatura degli arti	Normale	Ridotto	Assente	

Durante la fase di mantenimento dell'anestesia si è mantenuta la raccolta e la trascrizione nella scheda anestesiologicala di tutti i parametri sopra citati, oltre al valore di *end-tidal* CO₂ (ETCO₂) in mmHg, misurato con l'ausilio di un capnografo, alla quantità di ossigeno in litri al minuto e alla percentuale di isoflurano in ossigeno somministrati all'animale.

3.9 Inserimento del catetere endovenoso, induzione dell'anestesia e intubazione dell'animale

Dopo aver posizionato e valutato l'animale, si è proceduto all'inserimento del catetere endovenoso.

L'inserimento del catetere endovenoso (22 G) nella vena cefalica sinistra è stato realizzato dopo la rimozione manuale di peli e aculei e la disinfezione dell'area con clorexidina. È stato inoltre necessario l'ausilio di un laccio emostatico: un operatore teneva l'animale in posizione sternale con l'arto leggermente sollevato dal tavolo, mentre un medico veterinario applicava il laccio emostatico, inseriva il catetere endovenoso e lo fissava all'arto dell'animale con un nastro di cerotto (Figura 10).

Il catetere endovenoso, seppur non necessario per l'induzione dell'anestesia, è stato inserito per effettuare la fluidoterapia intraoperatoria (Ringer Lattato 5 ml/kg/h) e al fine di ottenere un accesso rapido e sicuro per la somministrazione di farmaci di urgenza durante l'anestesia, in caso di necessità, secondo le linee guida per la sicurezza in anestesia proposte dall'*Association of Veterinary Anaesthetists*.

Le linee guida sono:

- Sicurezza del paziente
- Pianificazione del caso anestetico: dev'essere fatto su misura per ogni paziente
- Analgesia
- Staff qualificato
- Monitoraggio del paziente
- Supporto del paziente tramite fluidoterapia e, se necessario, supporto di temperatura, pressione e ventilazione
- Essere pronti ad un'eventuale emergenza: essere in grado di eseguire RCP e avere un accesso venoso
- Monitoraggio del recupero
- Aggiornamento
- Registrare tutti i dati (Association of Veterinary Anaesthetists, 2020).

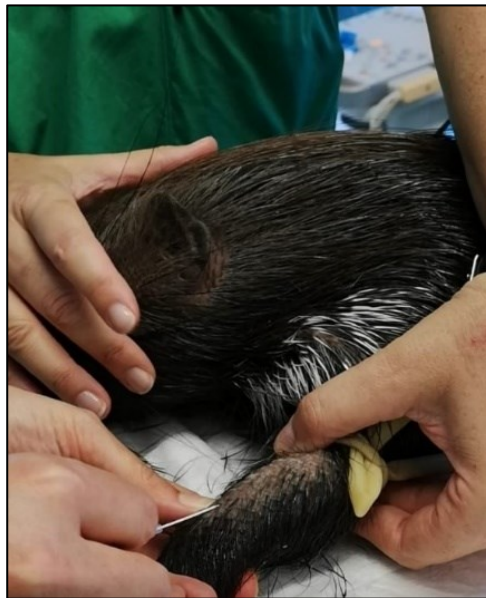


Figura 10: inserimento del catetere endovenoso

Dopo l'inserimento del catetere endovenoso, si è proceduto al tentativo di intubazione. Innanzitutto, è stata effettuata una valutazione della laringe in tre diversi metodi: prima con laringoscopia, poi senza laringoscopia e successivamente con otoscopia. Per ogni metodo si è associato un punteggio variabile da 1 a 3 alla laringe del soggetto in relazione alla visibilità della stessa (tabella 3.9.1).

Tabella 3.9.1: Score in base alla visibilità della laringe

	1	2	3
Stato della laringe	Non visibile	Poco visibile	Molto visibile

Quando l'animale non era sufficientemente sedato da poter essere intubato, si è deciso di indurre l'anestesia in maschera utilizzando isoflurano e ossigeno (Figura 11).



Figura 11: istrice con maschera anestetica

La qualità dell'induzione dell'anestesia è stata valutata come "buona", "soddisfacente" o "scadente" con un punteggio variabile da 1 a 3 in relazione alla quantità e all'intensità delle reazioni da parte dell'animale, che sono state rilevate e registrate nella scheda (tabella 3.9.2).

Tabella 3.9.2: Scala della qualità dell'induzione dell'anestesia con maschera anestetica

	1	2	3
Qualità dell'induzione	Induzione buona	Induzione soddisfacente	Induzione scadente
Reazioni dell'animale	Dolce senza complicazioni	Occasionali reazioni eccitatorie, pedalamento o contrazioni muscolari	Eccitazione pronunciata con pedalamento e/o spasmi muscolari

Il grado di anestesia dell'istrice è stato valutato come sufficiente per proseguire con l'intubazione orotracheale quando il paziente ha mostrato completa assenza di riflesso palpebrale.

Per poter proseguire con l'intubazione orotracheale, il paziente è stato posizionato in decubito sternale da parte di due operatori, uno dei quali si è occupato di tenere la testa dell'istrice sollevata e la bocca aperta mediante l'uso di una benda orlata (vedi Figura 12). Nel frattempo, è stato preparato il materiale necessario, ovvero garze, lidocaina iniettabile 2% (Lidocaina Cloridrato 2% iniettabile, Ati), siringa, gel anestetico, tubi endotracheali non cuffiati, catetere urinario e laringoscopio a lama retta.

La siringa è stata riempita di 2 ml di lidocaina, è stato poi rimosso l'ago e, con l'aiuto di un laringoscopio per avere maggiore visibilità, si è spruzzata la lidocaina caudalmente all'orofaringe del paziente.

Successivamente, un medico veterinario ha inserito il tracheotubo nella trachea dell'istrice aiutandosi con un laringoscopio a lama retta. Per migliorare la rigidità del tracheotubo nella fase di intubazione, è stato inserito al suo interno un catetere urinario. Per controllare il corretto inserimento del tracheotubo in trachea, è stato subito collegato il capnografo al tracheotubo: la presenza di CO₂ espirata indicava un'intubazione avvenuta con successo. Qualora il capnografo desse un valore di CO₂ espirata inferiore a 5 mmHg in presenza di ventilazione spontanea, si estraeva il tracheotubo e si procedeva con un secondo tentativo di intubazione, fino all'inserimento corretto in trachea.

Quando il tracheotubo era inserito correttamente, l'operatore abbassava la bocca dell'animale e rimuoveva la benda orlata; la benda orlata veniva agganciata all'estremità esterna del tracheotubo con un nodo semplice, e quindi fissata alla testa del paziente, dietro le orecchie, con un altro nodo, in modo da evitare spostamenti del tracheotubo. Il nodo eseguito dietro la testa del paziente era un nodo semplice, facilmente rimuovibile in caso di emergenza. Infine, si collegavano capnografo e tubo di ossigeno del circuito di anestesia all'estremità del tracheotubo.

L'intubazione orotracheale del paziente ha permesso di mantenere l'anestesia del paziente con il solo utilizzo di isoflurano e ossigeno.



Figura 12: intubazione orotracheale di un paziente

Durante l'intubazione sono stati riportati e descritti i prodotti utilizzati: misura e modello del tracheotubo inserito e numero di tentativi necessari al personale veterinario per portare a termine la corretta intubazione. Il numero di tentativi di intubazione fa riferimento anche ai tentativi svolti prima dell'induzione con maschera anestetica. Si è inoltre valutata la qualità dell'intubazione mediante l'applicazione di un punteggio variabile da 1 a 4 in funzione delle reazioni dell'esemplare all'inserimento del tracheotubo (tabella 3.9.3).

Tabella 3.9.3: Reazioni dell'animale all'inserimento del tracheotubo

	1	2	3	4
Valutazione dell'intubazione	Ottima	Buona	Sufficiente	Fallimentare
Reazioni dell'animale	Nessuna	Leggera tosse e/o masticazione	Forte tosse	Deglutizione, tosse e frequenti movimenti della mandibola

In seguito all'intubazione, per gli animali di sesso maschile è seguito l'intervento di orchietomia: l'animale veniva posizionato in decubito dorsale e con una tosatrice si effettuava la tricotomia dell'area chirurgica e la preparazione del campo operatorio

mediante disinfezione chirurgica dell'area tricotomizzata con almeno tre passaggi di clorexidina. Invece, per gli animali di sesso femminile si è proceduto con l'esame elettrocardiografico ed ecocardiografico.



Figura 13: posizionamento di un soggetto maschio per la chirurgia

3.10 Intervento chirurgico

È stato effettuato l'intervento chirurgico di orchietomia dei soggetti maschi mediante una tecnica di castrazione chiusa modificata (Figura 14), già utilizzata in uno studio svolto dal medico veterinario Baldrey (Baldrey, 2017). Per la chiusura sono state effettuate suture intradermiche con filo assorbibile, in modo da non doverle rimuovere.

In seguito alla rimozione dei testicoli l'animale è stato posizionato in decubito laterale ed è stato effettuato un controllo ecocardiografico. Successivamente, il paziente è stato posizionato in decubito laterale destro e successivamente sinistro per l'esame ecocardiografico.

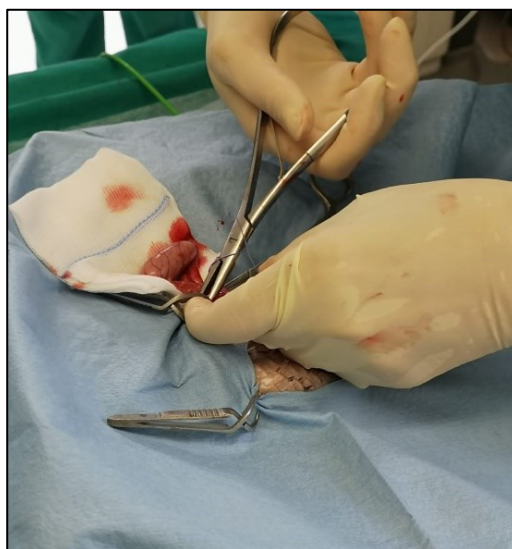


Figura 14: intervento di castrazione chirurgica

3.11 Estubazione e risveglio

Terminato l'intervento chirurgico si è somministrato all'animale un antinfiammatorio per via intramuscolare (Meloxicam, Metacam 0,5 mg/ml) alla dose di 0,2 mg/kg e un antibiotico per via sottocutanea (Enrofloxacin, Baytril, 50 mg/ml) alla dose di 10 mg/kg. Successivamente, è stato rimosso il catetere endovenoso e si è interrotta la somministrazione di isoflurano e ossigeno. Dopo qualche minuto, alla ricomparsa del riflesso palpebrale, si è proceduto con l'estubazione e il riposizionamento in gabbia cattura per il risveglio. Durante questa fase si è continuato il monitoraggio della frequenza respiratoria e delle reazioni dell'animale.

Dopo circa dieci minuti dal momento dell'estubazione, la gabbia con all'interno l'animale è stata posizionata sul motocarro e si è riportato l'animale all'*enclosure*. Dopo un tragitto di circa tre minuti la gabbia è stata scaricata dal motocarro ed è stata posizionata aperta all'interno dell'*enclosure*. Gli operatori si sono posizionati all'esterno dell'*enclosure* e, muniti di cronometro, hanno registrato le attività dell'animale.

Durante il risveglio si sono registrati il tempo intercorso tra la fine della somministrazione di anestetici e l'istante in cui l'animale effettuava il primo movimento spontaneo (e relativa descrizione), sollevava la testa, riprendeva la posizione sternale, stava in piedi sui quattro arti (e numero di tentativi) ed era in grado di effettuare movimenti coordinati.

Si valutavano inoltre eventuali eventi avversi o da annotare, quali ad esempio apnea, agitazione, rotolamento, pedalamiento.

Se, una volta arrivato all'*enclosure*, l'animale non era ancora in grado di aprire gli occhi e/o effettuare movimenti spontanei, si somministrava atipamezolo (Antisedan, Vétoquinol, Italia) per via parenterale (intramuscolare o sottocutanea) alla dose di 0,08 mcg/kg. Veniva poi monitorato dopo quanto tempo dalla somministrazione dell'antidoto l'animale riusciva a mettersi in posizione sternale.

In base ai dati raccolti e all'osservazione continua dell'animale si valutava la qualità del risveglio dell'animale, assegnando uno *score* da 1 a 3.

1. Risveglio di buona qualità: nessuna vocalizzazione, salivazione o starnuti. Non si nota alcuna attività muscolare involontaria/non coordinata. L'animale ha un ritorno calmo e regolare all'attività normale.
2. Risveglio soddisfacente: l'animale effettua qualche vocalizzazione, salivazione, starnuti, attività muscolare involontaria/non coordinata e/o qualche disagio nel ritorno alla normale attività
3. Risveglio non soddisfacente: l'animale si sveglia con grave disagio, salivazione eccessiva, starnuti, vomito, lotta violenta con operatori o suoi compagni, leccamento compulsivo e/o ripetuta attività muscolare involontaria.

Tutti gli *score* sono stati assegnati sulla base del giudizio di un operatore (Giulia Cento).

foglio 1 data: Parco Faunistico Valcorba ID: età: peso Kg: sesso:

ISTRICE

valutazione iniziale (sveglia)	molto agitato	agitato nervoso	calmo tranquillo	depresso	altro
--------------------------------	---------------	-----------------	------------------	----------	-------

sedazione

ora	dose mg/kg	dose ml
	Dexmedetomidina	0,008 0
	Butorfanolo	0,3 0
	Ketamina	5 0
	Midazolam	0,2 0
	altro	

	meloxicam	0,2 0
	marbofloxacin	4 0
	lidocaina	2 0

ora	testa a terra
	perdita stazione / decubito laterale
	perdita riflesso raddrizzamento

reazione alla somministrazione	nessuna	lieve	forte
--------------------------------	---------	-------	-------

reazioni	vocalizza	urina defeca	altro
	aggressisce	trema	alza la cresta

sede somministrazione:

dosi aggiuntive

valutazione qualità sedazione		nessun effetto	leggera	moderata	profonda	note
T	ora	1	2	3	4	
	0					
	5					
	10					
	15					
	20					
	25					
	30					

SEDATION SCORE
 1 = nessun effetto riconoscibile, reazione normale agli stimoli
 2 = leggera sedazione; appare assonnato, lieve risposta agli stimoli
 3 = sedazione moderata - molto assomato può essere in decubito ma può essere risvegliato
 4 = sedazione profonda- in decubito e in difficoltà a riprendere la stazione
 5 = sedazione molto profonda/anestesia: decubito laterale, non risvegliabile

ora prima manipolazione Reazione:

Figura 15: scheda anestesiológica – pagina 1

foglio 2 istruzione n°

valutazione iniziale

T	ora	RR	EtCO2	HR	sis	dia	med	SpO ₂	T	O ₂ l/mi	R. palpabile			Posizione occhio			Tono mandibola			Tono musc arto			Overall 1-4	procedura
											3	2	1	2	1	0	2	1	0	2	1	0		
0																								
5																								
10																								
15																								
20																								
25																								
30																								
35																								
40																								
45																								
50																								
55																								
60																								

ora inserimento catetere endovenoso n° tentativi reazioni (descriv)

altre manipolazioni

valutazione laringe

visualizzazione senza laringoscopia

visualizzazione con laringoscopia

visualizzazione con otoscopia

uso puntegg e descriv/
1: non visualizzabile
2: poco visibile
3: facile visibilità

ora intubazione orotracheale

tracheotomia n°

cuffia si no

n° tentativi

valutazione qualità intubazione

1 intubazione dolce
2 un po' di tosse
3 tosse forte
4 deglutizione, tosse, movimenti mandibola - tentativo fallito

Figura 16: scheda anestesiológica - pagina 2

foglio3 cartice n° _____
 ora _____ Induzione _____ in maschera _____ iniettabile _____
 propofol _____ dose: _____
 isofurano dose _____

ora	RR	EtCO2	HR	sis	dia	med	SpO ₂	T	O ₂ l/min	iso %	R. palpebrale			Posizione occhio			Tono mandibola			Tomo musc arto			Overall 1-4	procedura		
											3	2	1	0	2	1	0	2	1	0	2	1			0	2
0																										
5																										
10																										
15																										
20																										
25																										
30																										
35																										
40																										
45																										
50																										
55																										
60																										

valutazione qualità induzione
 1 good: induzione dolce senza complicazioni
 2 satisfactory: qualche reazione eccitatoria/ pedalamto/ contrazione muscolare
 3 poor induction: eccitazione pronunciata con pedalamto/twitching/altre reazioni

eventi avversi osservati
 eccitazione reazioni vocalizzazioni
 contrazioni muscolari

valutazione laringe
 visualizzazione senza _____
 visualizzazione con otoscopio _____
 1: non visualizzabile
 2: poco visibile
 3: facile visibilità

ora _____ intubazione orotracheale _____ tracheolubo _____ n° tentativi _____

valutazione qualità intubazione
 1 intubazione dolce
 2 un po' di tosse
 3 tosse forte
 4 deglutizione, tosse, movimenti mandibola - tentativo fallito

Figura 17: scheda anestesologica - pagina 3

foglio 4 Istice n°

MANTENIMENTO

ora	T	HR	RR	EICO2	Sis	Dia	Med	SPO ₂	T	O ₂ litri/min	ISO %	R. palpebrale			Posizione occhio			Tono mandibola			Tono musc arto			OVERALL 1-4	procedura		
												3	2	1	0	2	1	0	2	1	0	2	1			0	
0																											
5																											
10																											
15																											
20																											
25																											
30																											
35																											
40																											
45																											
50																											
55																											
60																											
65																											
70																											
75																											
80																											
85																											
90																											
95																											
100																											
105																											
110																											
115																											
120																											

assente
 debole
 forte
 spontaneo
 Ventro-Mediale
 Partial V-M
 Centrale
 assente
 ridotto
 normale
 assente
 ridotto
 normale

Figura 18: scheda anestesiológica - pagina 4

foglio 5 listice n°

risveglio

**valutazione qualità risveglio
(post-estubazione)**

ora	T	HR	RR	EtCO2	Sis	Dia	Med	SpO ₂	T	O ₂ l/min	Partia I-V-M				Overall 1-4	procedura		
											Ventro-Mediale		Centrale				Tono mandibola	
											spontaneo		R. palpebrale					
											3	2	1	0	2	1	0	
	0																	
	5																	
	10																	
	15																	
	20																	
	25																	
	30																	
	35																	
	40																	
	45																	
	50																	
	55																	
	60																	

cosa muove	eventi avversi osservati o da annotare:		apnea	agitazione	excitement	pedalament	muscle twitching
1° movimento spontaneo	numero tentativi		rotolamento	ataxia			
solleva la testa	valutazione qualità risveglio						
ripresa posizione sternale							
in piedi su 4 arti							
movimenti coordinati							
riportato in gabbia							

- 1 **Good** Buona Nessuna vocalizzazione, salivazione, o starnuti. Nessuna attività muscolare involontaria / non coordinata, ritorno calmo e regolare all'attività normale
- 2 **Satisfactory** Soddisfacente Qualche vocalizzazione e / o attività muscolare involontaria / non coordinata, salivazione, starnuti, qualche disagio
- 3 **Unsatisfactory** ¹⁻³ Insoddisfacente lotta violenta, grave disagio, salivazione eccessiva, vomito, leccamento compulsivo, starnuti, attività muscolare involontaria.

Figura 19: scheda anestesiológica - pagina 5

4. RISULTATI

4.1 Segnalamento, peso e parametri biometrici

Per questo studio sono stati utilizzati sei esemplari di *Hystrix africaeaustralis*, cinque maschi e una femmina. Nella tabella 4.1.1 sono riportati per ciascun animale il peso (kg), l'età (mesi), il sesso, e le varie rilevazioni biometriche, nello specifico la lunghezza del corpo (cm), la lunghezza della coda (cm), la lunghezza dell'orecchio (cm), la lunghezza del piede posteriore (cm), l'altezza della spalla (cm) e la circonferenza del collo (cm). Per ciascun parametro misurato è stata calcolata la mediana tra tutti gli istrici e sono stati riportati il valore massimo e minimo.

Tabella 4.1.1: peso, età, sesso e dati morfometrici dei sei esemplari di *Hystrix africaeaustralis*

Istrice n°	Peso (kg)	età (mesi)	sesso	L. corpo (cm)	L. coda (cm)	L. orecchio (cm)	L. piede posteriore (cm)	A. spalla (cm)	C. collo (cm)
1	12,5	36	M	72,0	13,0	3,2	8,5	23,0	33,0
2	10,7	30	M	73,0	8,0	3,8	9,0	26,0	32,0
3	8,3	24	M	62,0	10,0	3,4	8,0	22,0	28,0
4	7,2	15	M	57,0	12,0	3,0	7,5	22,0	26,0
5	4,5	15	F	53,0	8,0	2,3	7,0	21,0	24,5
6	7,7	24	M	67,0	5,0	3,5	8,0	22,0	29,0
mediana	8,0	24		64,5	9,0	3,3	8,0	22,0	28,5
massimo	12,5	36		73,0	13,0	3,8	9,0	26,0	33,0
minimo	4,5	15		53,0	5,0	2,3	7,0	21,0	24,5

Legenda delle sigle presenti nella tabella 4.1.1: L. corpo = lunghezza del corpo; L. coda = lunghezza della coda; L. orecchio = lunghezza dell'orecchio; L. piede posteriore = lunghezza del piede posteriore; A. spalla = altezza della spalla; C. collo = circonferenza del collo.

La tabella 4.1.2 contiene i valori dei coefficienti di correlazione tra ciascuno dei parametri biometrici e il peso, tra ognuno di essi e l'età, e tra l'età e il peso. Si veda paragrafo 3.7

“Segnalamento (rilevazione dei dati dal microchip) e rilevazione dei dati morfometrici” in Materiali e metodi per la loro interpretazione.

Tabella 4.1.2: coefficienti di correlazione tra i dati biometrici e il peso, tra i dati biometrici e l'età, e tra l'età e il peso degli istrici

Parametri biometrici ed età	Coefficiente di correlazione età-biometria	Coefficiente di correlazione peso-biometria
corpo	0,93	0,91
coda	0,20	0,42
orecchio	0,63	0,67
piede	0,87	0,89
spalla	0,62	0,69
collo	0,97	0,96
età	/	0,94

4.2 Valutazione iniziale: temperamento, reazioni al contenimento e alla sedazione

Durante la valutazione iniziale, quasi tutti gli istrici sono apparsi di temperamento agitato/nervoso, ad eccezione di un istrice (istrice 3) che appariva calmo e tranquillo.

Tutti gli esemplari hanno avuto svariate reazioni durante il contenimento in gabbia e i tentativi di iniezione, quali aggredire il personale, alzare la cresta, urinare all'interno della gabbia, mordere la gabbia, defecare e/o alzarsi su due arti.

La somministrazione del farmaco è avvenuta per via intramuscolare negli arti anteriori e posteriori attraverso la gabbia cattura. La reazione degli animali alla somministrazione del farmaco è stata “nessuna” o “lieve”, e nessun esemplare ha avuto una reazione “forte”.

Un esemplare (istrice 1) si è mosso durante la somministrazione del farmaco, l'ago si è piegato e l'animale non ha ricevuto nessuna dose. È stato quindi necessario cambiare siringa e tentare nuovamente la somministrazione dei farmaci; durante il secondo tentativo di somministrazione dei farmaci, metà contenuto è stato somministrato

nell'arto anteriore destro e l'altra metà nell'arto posteriore destro a causa dell'irrequietezza e dei continui movimenti dell'animale. In nessun caso si è rilevata necessaria la somministrazione di una o più dosi aggiuntive.

4.3 Tempi di testa a terra, perdita della stazione e perdita del riflesso di raddrizzamento

Nella tabella 4.3.1 sono riportati gli intervalli di tempo (minuti) tra la somministrazione dei farmaci e le reazioni degli istrici alla sedazione, in particolare il posizionamento della testa a terra (*head down*), la perdita della stazione e il decubito sternale dell'animale (*recumbency*) e la perdita del riflesso di raddrizzamento (*loss of rightening reflex*); i risultati sono visibili nella tabella 4.3.1.

Tabella 4.3.1: intervalli di tempo tra la somministrazione dei farmaci per la sedazione e la comparsa di reazioni degli animali

	Istrice 1	Istrice 2	Istrice 3	Istrice 4	Istrice 5	Istrice 6
testa a terra (<i>head down</i>) (min)	1	4	2	3	2	2
perdita della stazione e decubito sternale (<i>recumbency</i>) (min)	1	5	2	3	2	2
perdita del riflesso di raddrizzamento (<i>loss of rightening reflex</i>) (min)	2	10	3	3	2	2

Tutti gli animali hanno appoggiato la testa a terra (*head down*) in un intervallo di tempo da 1 a 4 minuti. La perdita della stazione e il posizionamento in decubito sternale sono avvenuti dopo un intervallo di tempo compreso tra 1 e 5 minuti dalla somministrazione dei farmaci. La perdita del riflesso di raddrizzamento è avvenuta in 2 minuti per gli istrici 1, 5 e 6, in 10 minuti per l'istrice 2 e in 3 minuti per gli istrici 3 e 4.

L'istrice 2 ha appoggiato la testa a terra in 4 minuti, ha perso la stazione in 5 minuti e il riflesso di raddrizzamento in 10 minuti; si è differenziato in questo dagli altri esemplari, che hanno avuto tempi confrontabili attorno ai 2 minuti per ogni tempo misurato.

4.4 Prima manipolazione

In tabella 4.4.1 è indicato il tempo trascorso tra la somministrazione dei farmaci della premedicazione e la prima manipolazione dell'animale, effettuata quando l'istrice presentava riflesso palpebrale lieve o assente. Nessun animale ha avuto reazioni quando è stato preso dalla gabbia cattura e spostato sul tavolo operatorio.

Tabella 4.4.1: intervallo di tempo tra la somministrazione dei farmaci della premedicazione e la prima manipolazione degli animali

Intervallo di tempo premedicazione – prima manipolazione	
	(min)
Istrice 1	1
Istrice 2	12
Istrice 3	7
Istrice 4	7
Istrice 5	12
Istrice 6	4
Mediana	7
Valore massimo	12
Valore minimo	1

La prima manipolazione degli animali è avvenuta tra 1 e 12 minuti dopo la somministrazione della premedicazione.

4.5 Valutazione della qualità della sedazione

Alla valutazione della sedazione, effettuata tramite l'apposito *sedation score* (si veda paragrafo 3.6 "Visita clinica, identificazione del sesso e valutazione della qualità della sedazione" in Materiali e metodi), la maggior parte degli animali, quattro su un totale di sei, appena spostata sul tavolo presentava già uno score di 3/5, con riflesso di raddrizzamento assente e riflesso palpebrale assente. Le uniche eccezioni sono state istrice 1 e istrice 2: entrambi gli istrici all'inizio della valutazione presentavano uno score di 2/5, ma al termine dei dieci minuti di osservazione anch'essi avevano raggiunto un

livello più profondo di sedazione, rispettivamente 4/5 e 3/5, con assenza di riflesso di raddrizzamento e di riflesso palpebrale. Questi valori sono riportati nella tabella 4.5.1.

Tabella 4.5.1: valutazione della qualità della sedazione tramite *sedation score*

	<i>Sedation score: animale appena spostato sul tavolo operatorio</i>	<i>Sedation score: rivalutazione dopo 10 minuti dallo spostamento</i>
Istrice 1	2	4
Istrice 2	2	3
Istrice 3	3	3
Istrice 4	3	3
Istrice 5	3	3
Istrice 6	3	3

I dati raccolti prima dell'intubazione sono riportati nelle tabelle 4.5.2 e 4.5.3. La tabella 4.5.2 contiene le mediane dei parametri vitali di ciascun animale (RR: frequenza respiratoria, HR: frequenza cardiaca, SBP: pressione sistolica, DBP: diastolica e MAP: media, SpO₂: saturazione di ossigeno (%) e T: temperatura rettale). Nella tabella 4.5.3 sono riportate le mediane degli *score* relativi ai riflessi monitorati durante la medesima valutazione iniziale dei soggetti.

Tabella 4.5.2: mediana dei valori dei parametri vitali dei pazienti durante la sedazione, prima e durante l'intubazione orotracheale

	RR (arm)	HR (bpm)	SBP (mmHg)	DBP (mmHg)	MAP (mmHg)	SpO ₂ (%)	T (C°)
Istrice 1	15	99	118	49	78	100	38,8
Istrice 2	16	104	124	65	85	100	39,7
Istrice 3	18	96	/	/	/	/	37,9
Istrice 4	/	113	153	72	97	100	38,6
Istrice 5	18	105	179	113	145	/	38,4
Istrice 6	/	115	132	57	82	100	39,1
Risultante	17	105	132	65	85	100	38,7

Legenda delle sigle presenti in tabella 4.5.2: RR = frequenza respiratoria; HR = frequenza cardiaca; SBP = pressione sistolica; DPB = pressione diastolica; MAP = pressione media; SpO₂ = saturazione di ossigeno; T = temperatura rettale

La misurazione della pressione sistolica, diastolica e media nell'istrice 5 si discosta un po' da quella degli altri istrici, con valori rispettivamente di 179 mmHg di pressione sistolica, 113 mmHg di diastolica e 145 mmHg di pressione media. È stata quindi ricalcolata la risultante della pressione sistolica, diastolica e media negli istrici, togliendo dai calcoli l'istrice 5: le risultanti ricalcolate sono 128 mmHg di pressione sistolica, 61 mmHg di pressione diastolica e 80 mmHg di pressione media.

Tabella 4.5.3: mediana degli *score* relativi ai valori dei riflessi dei pazienti durante la sedazione prima dell'intubazione orotracheale

	Riflesso palpebrale	Posizione occhio	Tono mandibola	Tono della muscolatura
Istrice 1	2	1	2	2
Istrice 2	3	0	2	2
Istrice 3	3	0	1	1
Istrice 4	3	0	/	/
Istrice 5	3	0	/	/
Istrice 6	3	0	1	1

Il riflesso palpebrale è rimasto assente in tutti i soggetti tranne nell'istrice 1, che presentava un riflesso palpebrale debole. La posizione dell'occhio è stata centrale in tutti i soggetti, tranne nell'istrice 1 che presentava un occhio parzialmente ventro-mediale. Il tono della mandibola e il tono della muscolatura degli arti risultavano ridotti o assenti in tutti e sei gli istrici.

4.6 Inserimento del catetere endovenoso

Il catetere endovenoso è stato inserito al primo tentativo in quasi tutti gli animali, tranne per l'istrice 1 dove sono stati necessari due tentativi; nessun animale ha avuto reazioni all'inserimento del catetere.

La tabella 4.6.1 indica dopo quanto tempo dalla somministrazione della premedicazione è stato inserito il catetere endovenoso.

Tabella 4.6.1: intervallo di tempo (minuti) trascorso tra la somministrazione della premedicazione e l’inserimento del catetere endovenoso

Intervallo di tempo (min) premedicazione – inserimento del catetere endovenoso	
Istrice 1	12
Istrice 2	13
Istrice 3	13
Istrice 4	12
Istrice 5	21
Istrice 6	11
Mediana	12,5
Valore massimo	21
Valore minimo	11

4.7 Valutazione della laringe

Nella tabella 4.7.1 sono riportati gli *score* della visualizzazione della laringe per ogni istrice (vedi paragrafo 3.9: “Inserimento del catetere endovenoso, induzione dell’anestesia e intubazione dell’animale” in Materiali e metodi).

Tabella 4.7.1: *score* della valutazione della laringe

	Visualizzazione senza laringoscopio	Visualizzazione con laringoscopio	Visualizzazione con otoscopio
Istrice 1	1	2	1
Istrice 2	1	2	1
Istrice 3	1	2	1
Istrice 4	1	2	1
Istrice 5	1	3	1
Istrice 6	1	1	1

4.8 Induzione dell'anestesia e intubazione orotracheale

L'intubazione orotracheale è stata tentata in tutti gli animali senza induzione e per due soggetti (istrici 5 e 6) è avvenuta con successo al primo tentativo.

In tutti gli altri istrici è stata necessaria l'induzione in maschera con isoflurano in ossigeno a 3 L/min per almeno 2 minuti.

La qualità dell'induzione dell'anestesia tramite maschera anestetica è stata valutata come "buona" (*score* = 1) in tutti e 4 gli istrici a cui è stata applicata la maschera (si veda paragrafo 3.9 "Inserimento del catetere endovenoso, induzione dell'anestesia e intubazione dell'animale" in Materiali e metodi). Nessun animale ha avuto reazioni durante l'induzione dell'anestesia in maschera.

Nella tabella 4.8.1 sono riportati la misura del tracheotubo utilizzato per l'intubazione orotracheale dei pazienti, il numero di tentativi necessari per l'intubazione e la valutazione della qualità dell'induzione (gli *score* sono definiti nel paragrafo 3.9: "Inserimento del catetere endovenoso, induzione dell'anestesia e intubazione dell'animale" in Materiali e metodi).

Tabella 4.8.1: misura del tracheotubo utilizzato, numero di tentativi necessari e valutazione della qualità dell'intubazione orotracheale per ciascun animale

	Misura del tracheotubo utilizzato (ID mm)	Numero di tentativi di intubazione	Qualità dell'intubazione
Istrice 1	4	2	2
Istrice 2	4	2	1
Istrice 3	4	4	2
Istrice 4	3,5	3	2
Istrice 5	3	1	1
Istrice 6	4	1	1

L'intubazione orotracheale si è svolta con l'utilizzo di tracheotubi non cuffiati di varie misure, si è utilizzato un tracheotubo di misura 4 per gli istrici 1, 2, 3 e 6, un tracheotubo

di misura 3,5 per l'istrice 4 e un tracheotubo di misura 3 per l'istrice 5. L'utilizzo di tracheotubi di misure diverse si è reso necessario per gli istrici 4 e 5, dal momento che erano gli istrici più piccoli sia in termini di età che di dimensioni.

La qualità dell'intubazione è stata soddisfacente in tutti i soggetti, le reazioni degli animali sono infatti state limitate a qualche colpo di tosse e/o masticamento nei momenti immediatamente successivi all'intubazione.

4.9 Mantenimento dell'anestesia

Tutti gli animali sono stati mantenuti con anestesia gassosa per tutta la durata delle procedure (chirurgia e ecocardiografia).

Nella tabella 4.9.1 è riportata la durata dell'anestesia nei sei pazienti, in particolare l'intervallo di tempo tra la premedicazione e l'estubazione, e quello tra l'intubazione e l'estubazione. È inoltre riportata la durata della chirurgia in tutti i pazienti ad eccezione dell'istrice 5 poiché non ha ricevuto alcuna chirurgia.

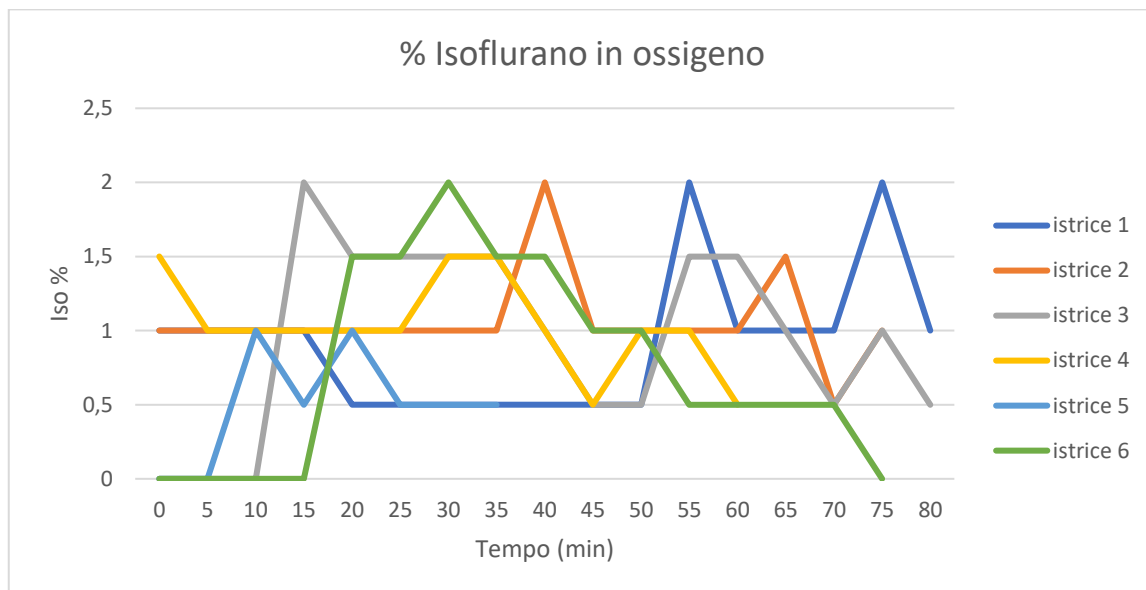
Tabella 4.9.1: durata dell'anestesia e durata della chirurgia nei sei pazienti

	Intervallo di tempo premedicazione – estubazione (min)	Intervallo di tempo intubazione – estubazione (min)	Durata della chirurgia (min)
Istrice 1	113	85	40
Istrice 2	103	75	41
Istrice 3	123	88	22
Istrice 4	103	66	25
Istrice 5	61	29	No
Istrice 6	93	65	26

Il flusso di ossigeno somministrato ai pazienti tramite tracheotubo durante il mantenimento dell'anestesia è rimasto costante a 2 L/min per tutti i soggetti, con la sola eccezione dei primi 25 minuti di anestesia dell'istrice 1, durante i quali il flusso è stato di 3 L/min. Tutti gli animali hanno ventilato spontaneamente durante l'anestesia.

Nel grafico 4.9.2 è rappresentata la percentuale di isoflurano in ossigeno erogata tramite il vaporizzatore durante l'anestesia dei sei pazienti nei primi 80 minuti di anestesia gassosa.

Grafico 4.9.2: percentuale di isoflurano in ossigeno somministrata ai sei istrici durante l'anestesia



Il grafico 4.9.2 evidenzia come l'isoflurano in ossigeno sia stato aumentato e diminuito in funzione del monitoraggio dei pazienti, in un *range* da 0,5% a 1,5%, con sporadici aumenti a 2% durante il cambio di decubito degli animali.

Nella tabella 4.9.3 e nel grafico 4.9.4 sono riportati i valori medi tra i sei soggetti dei parametri monitorati nel corso dell'anestesia: frequenza respiratoria (RR), frequenza cardiaca (HR), *end-tidal* CO₂ (ETCO₂), pressione sistolica (SBP), pressione diastolica (DBP), pressione media (MAP) e saturazione di ossigeno (SpO₂).

Tabella 4.9.3: valori medi dei parametri monitorati durante il mantenimento dell'anestesia

Intervalli di tempo (min)	RR	HR	ETCO₂	SBP	DBP	MAP	SpO₂
0	14	104	71	141	76	98	100
5	13	101	70	134	72	93	100
10	15	100	70	123	64	84	99
15	15	98	70	117	61	80	99
20	15	99	71	112	52	71	100
25	15	98	72	109	47	68	99
30	16	97	72	108	53	71	99
35	15	94	73	110	53	72	99
40	13	95	75	95	42	60	98
45	15	92	72	83	41	55	100
50	14	90	71	91	37	55	99
55	17	95	68	88	32	51	98
60	17	94	69	90	35	53	98
65	15	92	68	82	29	47	98
70	23	91	64	82	39	53	100
75	16	91	66	100	34	56	100
80	11	86	70	81	38	52	98
85	16	91	81	88	32	50	96
90	19	86	88	68	30	42	95
95	19	85	84	75	28	44	96
Mediana	15	96	71	104	49	67	99
Massimo	23	104	88	141	76	98	100
Minimo	11	85	64	68	28	42	95

Legenda delle sigle presenti in tabella 4.5.2: RR = frequenza respiratoria; HR = frequenza cardiaca; ETCO₂ = end-tidal CO₂; SBP = pressione sistolica; DPB = pressione diastolica; MAP = pressione media; SpO₂ = saturazione di ossigeno.

Dai dati dei singoli animali si è osservato che l'esemplare 5 presentava valori di pressione sistolica, diastolica e media molto più elevati rispetto agli altri esemplari. Si è provato a ricalcolare i valori mediani di pressione sistolica, diastolica e media per ogni intervallo di tempo senza la sua presenza; la mediana dei valori medi di pressione sistolica, diastolica e media è risultata rispettivamente 94 mmHg, 39 mmHg e 56 mmHg. Il grafico 4.9.5 esprime le mediane dei parametri vitali dei pazienti durante l'anestesia, ad esclusione dell'istrice 5.

Grafico 4.9.4: media del monitoraggio delle funzioni vitali dei sei pazienti durante l'anestesia

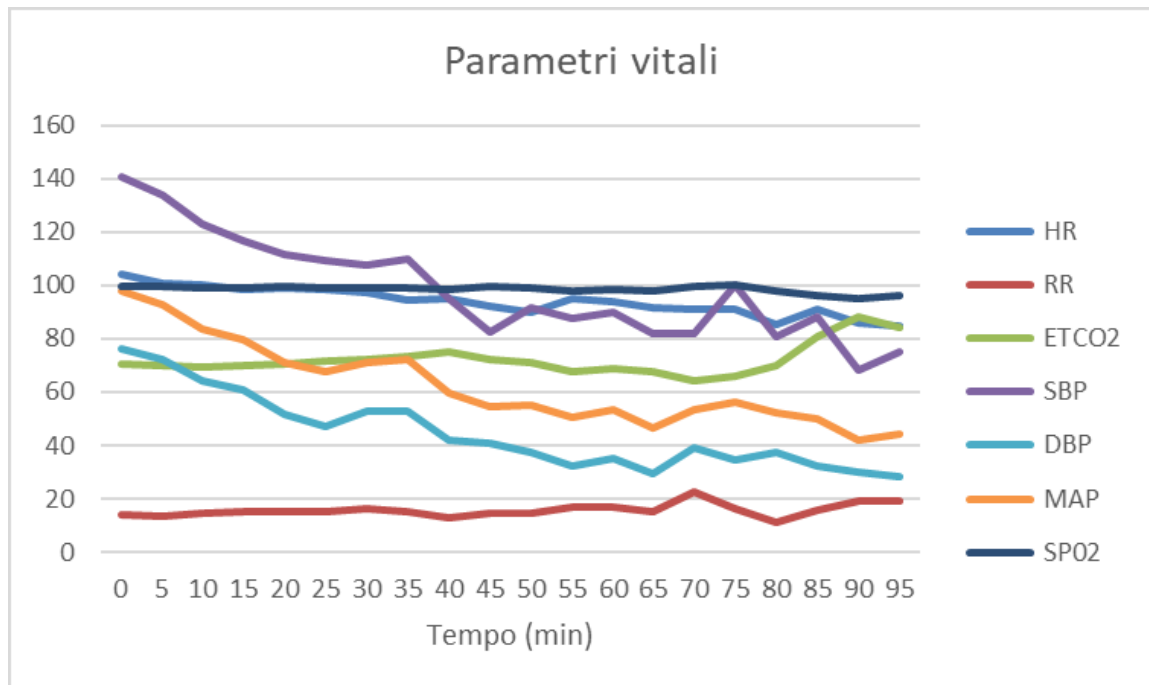
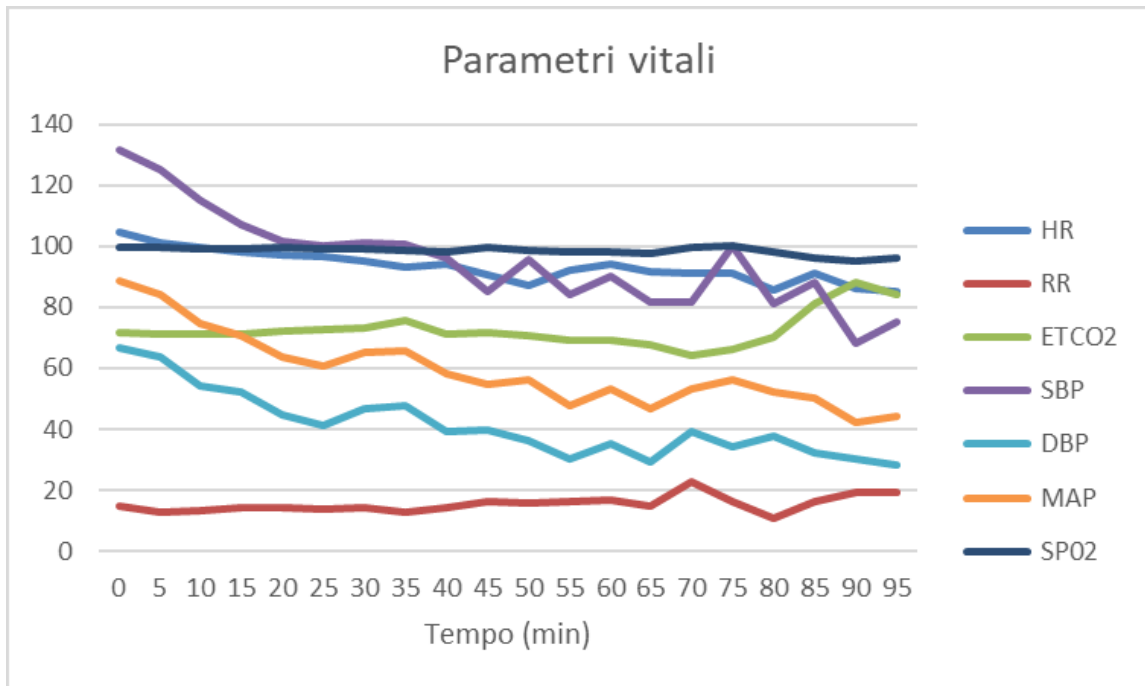


Grafico 4.9.5: media del monitoraggio delle funzioni vitali pazienti durante l'anestesia, ad esclusione dell'istrice 5

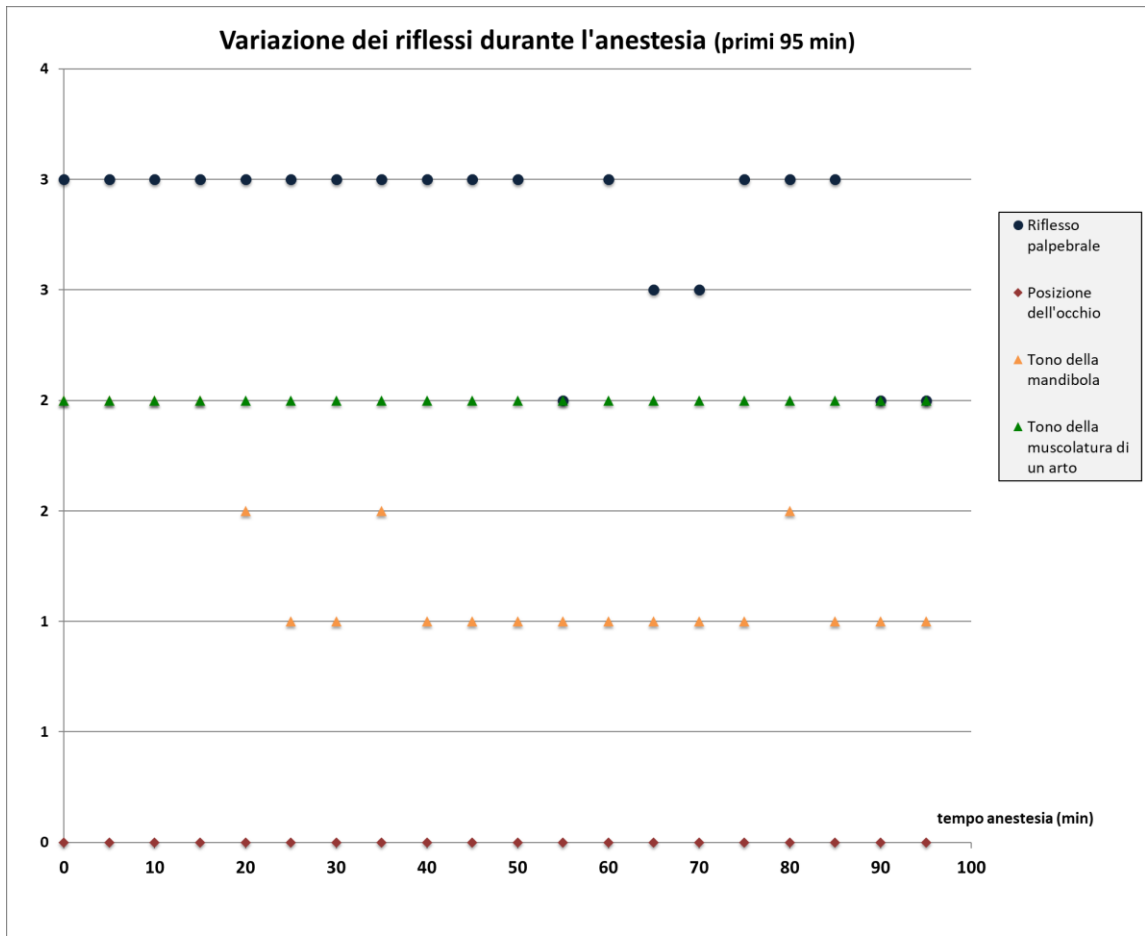


Nella tabella 4.9.6 e nel grafico 4.9.7 sono riportati i valori medi dei punteggi dei riflessi dei sei animali monitorati durante il mantenimento dell'anestesia. Il riflesso palpebrale si è mantenuto debole – assente per tutta l'anestesia, la posizione dell'occhio è stata centrale in tutti i soggetti e il tono della mandibola e della muscolatura degli arti è rimasto ridotto o assente. È stato calcolato anche il totale, ovvero la somma degli *score* dei riflessi.

Tabella 4.9.6: mediana dei punteggi della valutazione dei riflessi dei sei isticri durante il mantenimento dell'anestesia

Intervalli di tempo (min)	Riflesso palpebrale	Posizione occhio	Tono mandibola	Tono musc. arto	Totale
0	3	0	2	2	7
5	3	0	2	2	7
10	3	0	2	2	7
15	3	0	2	2	7
20	3	0	2	2	7
25	3	0	1	2	6
30	3	0	1	2	6
35	3	0	2	2	7
40	3	0	1	2	6
45	3	0	1	2	6
50	3	0	1	2	6
55	2	0	1	2	5
60	3	0	1	2	6
65	3	0	1	2	6
70	3	0	1	2	6
75	3	0	1	2	6
80	3	0	2	2	7
85	3	0	1	2	6
90	2	0	1	2	5
95	2	0	1	2	5
Mediana	3	0	1	2	6
Valore massimo	3	0	2	2	7
Valore minimo	2	0	1	2	5

Grafico 4.9.7: media dei punteggi della valutazione dei riflessi dei sei isticri durante il mantenimento dell'anestesia



4.10 Risveglio e valutazione della qualità del risveglio

Nella tabella 4.10.1 si evidenzia dopo quanti minuti dall'estubazione gli isticri hanno effettuato il primo movimento spontaneo, che movimento spontaneo hanno effettuato, hanno sollevato la testa, hanno ripreso la posizione sternale e sono riusciti a reggersi in piedi sui quattro arti.

Tabella 4.10.1: intervalli di tempo dal momento dell'estubazione ai primi movimenti

	Primo movimento spontaneo (min)	Area interessata dal movimento	Solleva la testa (min)	Posizione sternale (min)	In piedi su 4 arti (min)
Istrice 1	5	arti anteriori	6	6	7
Istrice 2	6	arti anteriori	7	7	10
Istrice 3	5	/	/	10	/
Istrice 4	59	testa	59	/	/
Istrice 5	15	arti anteriori	/	/	/
Istrice 6	5	testa	/	5	14

Dalla tabella 4.10.1 si evince come la maggior parte dei soggetti, 4 su 6, ha effettuato il primo movimento spontaneo entro 6 minuti dall'estubazione.

La qualità del risveglio è stata valutata "buona" (si veda paragrafo 3.11 "Estubazione e risveglio" in Materiali e metodi) per la maggior parte degli istrici, ovvero 5 su 6. Solo per l'istrice 1 il risveglio è stato valutato "soddisfacente", dal momento che ha presentato atassia e qualche rotolamento nei primi minuti post estubazione.

Durante i primi cinque minuti post estubazione tutti e sei gli istrici avevano una frequenza respiratoria compresa tra 24 e 28 respiri al minuto.

4.11 Somministrazione di atipamezolo

L'atipamezolo è stato somministrato soltanto a quattro individui, ovvero quelli che non hanno avuto un risveglio rapido nei primi minuti post estubazione, secondo il dosaggio riportato nel paragrafo 3.11 "Estubazione e risveglio" in Materiali e metodi; 3 di questi individui hanno ricevuto la somministrazione di atipamezolo entro 10 minuti

dall'estubazione, un soggetto ha ricevuto la somministrazione circa un'ora dopo l'estubazione.

Per questi 4 soggetti nella tabella 4.11.1 è riportato dopo quanto tempo è stato somministrato l'atipamezolo a partire dalla premedicazione e a partire dall'estubazione.

Nella tabella 4.11.2 è indicato l'intervallo di tempo tra la somministrazione di atipamezolo e il primo movimento effettuato da ciascun animale.

Tabella 4.11.1: intervallo di tempo tra premedicazione e atipamezolo e tra estubazione e atipamezolo

	Intervallo di tempo tra premedicazione – atipamezolo (min)	Intervallo di tempo tra estubazione – atipamezolo (min)
Istrice 3	131	11
Istrice 4	160	57
Istrice 5	66	5
Istrice 6	103	10

Tabella 4.11.2: intervallo di tempo tra somministrazione di atipamezolo e primo movimento e descrizione del primo movimento effettuato

	Intervallo di tempo tra somministrazione di atipamezolo – movimento	Primo movimento effettuato dopo la somministrazione di atipamezolo
Istrice 3	2	Tentativi di mantenere la stazione
Istrice 4	2	Alza la testa
Istrice 5	10	Muove gli arti
Istrice 6	3	Alza la testa

5. DISCUSSIONE

5.1 Peso e parametri biometrici

La differenza del peso e del valore dei parametri biometrici riscontrata in questo studio tra i 5 soggetti maschi (più grandi e pesanti) e la femmina potrebbe essere dovuta ad un certo grado di dimorfismo sessuale (Hedrick e Temeles, 1989).

Gli studi presenti in letteratura prendono in considerazione esemplari di *Hystrix africaeaustralis* e *Hystrix cristata* e si mostrano discordanti nel definire o meno la presenza di dimorfismo sessuale in, in particolare in termini di peso e dimensioni, in funzione dell'età (Barthelmess, 2006; Mori e Lovari, 2014; Pigozzi, 1987a; Smithers, 1983; van Aarde, 1987a).

Il *pool* di esemplari presi in considerazione in questo studio è troppo ridotto per poter accertare l'ipotesi che tale dimorfismo sia presente in *Hystrix africaeaustralis* o per accertare che i dati raccolti su *Hystrix cristata* possano essere trasposti su *Hystrix africaeaustralis*. Inoltre, questo studio ha preso in considerazione solo esemplari in stato di cattività, dove è possibile che i comportamenti di *sharing* tipici di questa specie possano essere alterati. Infatti, è possibile supporre che la differenza riscontrata in questo studio tra i maschi e la femmina possa essere legata all'alimentazione; la tendenza degli isticci a condividere il cibo con il proprio nucleo familiare (van Aarde e van Wyk, 1991), potrebbe portare ad una uniformità nelle dimensioni in situazioni di ridotta presenza di nutrienti, come ad esempio in inverno (Haim, A., R.J. Van Aarde, 1990) o in un habitat poco ospitale. Questo comportamento verrebbe inibito in una situazione di cattività, dove gli animali vengono nutriti secondo il loro fabbisogno, e giustificerebbe quindi la maggior crescita degli esemplari maschi riscontrata.

Prendendo in considerazione il peso degli isticci di questo studio, si riscontra come gli esemplari siano mediamente più piccoli rispetto agli esemplari considerati in letteratura (Barthelmess, 2006; Corbet e Van Aarde, 1996; Mori e Lovari, 2014; Pigozzi, 1987a; Smithers, 1983; van Aarde, 1987b). Questa tendenza potrebbe essere legata alla giovane età degli esemplari del Parco Faunistico di Valcorba o a fattori stabulativi, come ad esempio la differente temperatura. Infatti, il clima estremamente diverso rispetto a

quello del Sudafrica (van Aarde e Skinner, 1986b; Ziervogel et al., 2014) e il mantenimento in cattività degli animali potrebbero giocare un ruolo importante nella velocità di accrescimento di questi esemplari.

In questo studio i valori dei coefficienti di correlazione hanno evidenziato un'ottima correlazione positiva sia con l'età che con il peso di due parametri biometrici: la lunghezza del corpo e la circonferenza del collo. Questa informazione concorda con quanto riportato da altri autori (Pigozzi, 1987a) che, pur tenendo in considerazione solo la correlazione tra peso degli animali e dati biometrici, li confermano entrambi, dal momento che in questo studio gli animali più anziani sono anche i più pesanti, come dimostrato dall'indice di correlazione specifico.

5.2 Contenimento e manipolazione degli animali

Durante l'osservazione nell'*enclosure*, quasi tutti gli esemplari sono apparsi agitati e nervosi, a dimostrazione di uno stato di stress e *discomfort*.

Dal momento che i comportamenti aggressivi si sono manifestati fin da subito e non si sono aggravati durante la somministrazione dei farmaci anestetici, è possibile affermare che questi animali siano particolarmente sensibili all'isolamento dai compagni e alla manipolazione da parte degli umani (Massolo et al., 2003).

Sebbene non sia chiaro quanto dello stress in questi animali sia dovuto alla somministrazione dei farmaci e quanto all'isolamento dal resto del gruppo e alla manipolazione da parte degli umani, onde evitare reazioni esagerate da parte degli animali che potrebbero provocare traumi, ferite, o anche aborti (Massolo et al., 2003), è bene ottimizzare il più possibile le tecniche di contenimento.

La riduzione del livello di stress durante la manipolazione di questi animali porterebbe grande giovamento anche agli operatori, le loro reazioni aggressive infatti non comportano solo un'ovvia difficoltà nel corretto svolgimento delle operazioni ma anche un elevato rischio per il personale specializzato.

In questo studio si è deciso di contenere l'animale tramite gabbia di cattura prima di procedere alla sedazione, che è stata somministrata manualmente tramite una siringa per garantire la sicurezza degli operatori, degli animali, e per permettere al medico

veterinario il massimo controllo sulla somministrazione. Questa tecnica è stata ritenuta la più idonea in quanto non era possibile garantire l'efficacia della sedazione usando dardi anestetici tirati da una cerbottana per via dei folti e lunghi aculei che caratterizzano l'istrice del Capo, che avrebbero potuto deviare la traiettoria del dardo o limitarne la penetrazione nel muscolo; è stata scartata anche la tecnica di somministrazione tramite *pole-syringe*, perché ritenuta troppo traumatica.

5.3 Tempo di testa a terra, perdita della stazione e perdita del riflesso di raddrizzamento

L'intervallo misurato in questo studio tra la somministrazione dei farmaci per la sedazione e la perdita del riflesso di raddrizzamento coincide con il valore indicato come tempo di induzione in molti studi in letteratura.

I tempi di perdita del riflesso di raddrizzamento si sono mostrati molto più brevi se comparati a quelli di autori che hanno utilizzato un protocollo simile, come ketamina e xilazina (Alkon, 1984; Morin e Berteaux, 2003; Pigozzi, 1987b; van Aarde, 1985b) o tiletamina e zolazepam (Hale et al., 1994; Massolo et al., 2003), a dimostrazione della rapidità dell'insorgenza dell'effetto sedativo del protocollo studiato. Va inoltre precisato che gli autori sopra citati hanno utilizzato dosi molto più elevate rispetto a quelle del nostro studio; questo potrebbe indicare la maggiore convenienza del nostro protocollo, dal momento che, pur utilizzando dosi sensibilmente inferiori rispetto a quelle utilizzate in letteratura, i tempi di testa a terra, perdita della stazione e perdita del riflesso di raddrizzamento sono stati più brevi.

L'unica eccezione è rappresentata dall'istrice 2, che ha avuto un tempo di induzione particolarmente lungo; tale discrepanza potrebbe essere riconducibile ad un errore umano nella somministrazione dei farmaci, ad esempio con un'iniezione sottocutanea anziché intramuscolare, o a una caratteristica intrinseca del soggetto, come maggiori livelli di stress o una sua minore capacità di assorbire e metabolizzare i farmaci.

5.4 Valutazione della qualità della sedazione

La rapidità di insorgenza dell'effetto del protocollo utilizzato ha permesso di iniziare a manipolare i soggetti con sensibile anticipo rispetto a quanto riferito da altri autori con

protocolli diversi che riportano dei tempi di attesa prima della manipolazione che possono raggiungere i 9 – 14 minuti (Alkon, 1984; Massolo et al., 2003; Morin e Berteaux, 2003; Pigozzi, 1987b; van Aarde, 1985b).

Un breve tempo di insorgenza si dimostra estremamente vantaggioso in situazioni come la sedazione di animali selvatici, in libertà, che potrebbero nascondersi o fuggire dopo la somministrazione, o la sedazione di animali gravemente feriti, che necessitano di un intervento tempestivo.

Il protocollo è risultato efficace. Non solo gli effetti della sedazione sono insorti rapidamente, ma anche la loro qualità è stata buona; tutti gli animali infatti hanno raggiunto in pochi minuti uno stadio di sedazione tale da non manifestare alcuna reazione alla manipolazione e nemmeno alla stimolazione nocicettiva data dall'inserimento del catetere.

Il protocollo si è inoltre dimostrato sicuro, dato che non si sono registrati effetti collaterali in nessun soggetto e i parametri vitali durante la sedazione prima dell'intubazione orotracheale sono risultati stabili e simili tra i sei animali. L'unico esemplare in cui sono stati misurati valori sensibilmente diversi dagli altri pazienti è stato l'istrice 5, che ha mostrato valori di pressione sistolica, diastolica e media nettamente superiori rispetto a quelli degli altri esemplari. Questi dati sono stati ricondotti ad una caratteristica intrinseca dell'animale, dal momento che gli altri parametri vitali (come SpO₂ e frequenza cardiaca) sono invece risultati nella norma e simili a quelli degli altri esemplari, escludendo quindi che tali rilevazioni fossero sintomo di un paziente scompensato. Infatti, i farmaci α_2 -agonisti possono causare uno stress cardiocircolatorio nel paziente, ma in quel caso l'iniziale ipertensione sarebbe associata a bradicardia, e sarebbe seguita da un abbassamento della pressione dovuto alla vasodilatazione (Xu et al., 1998).

Il monitoraggio dei riflessi nella fase di sedazione ha evidenziato la posizione centrale dell'occhio in tutti i pazienti. Questa peculiarità può essere riconducibile a caratteristiche intrinseche dei roditori che, a differenza degli altri mammiferi, mantengono l'occhio in posizione centrale durante la procedura anestesiológica con la maggior parte dei protocolli anestesiológicos e per i quali risulta complesso stimare la profondità del piano anestetico tramite questo parametro (K. Wright, 2011); inoltre, anche la ketamina

potrebbe aver avuto un effetto nel mantenere l'occhio in posizione centrale (Grimm et al., 2017).

5.5 Visualizzazione della laringe e intubazione orotracheale

L'intubazione orotracheale nei roditori è notoriamente complessa a causa della loro anatomia, dal momento che l'apertura del cavo orale è limitata e la glottide è molto profonda, al punto da non permettere una corretta visualizzazione della laringe; inoltre, il diametro della trachea dei roditori tende ad essere molto ridotto, complicando ulteriormente l'intubazione. Questi fattori anatomici portano spesso il medico veterinario a optare per un'intubazione dei pazienti alla cieca, aumentando però il rischio di causare lesioni laringofaringee all'animale (Cantwell, 2001; Wenger, 2012; K. Wright, 2011). Prima di questo studio era infatti presente un'unica fonte bibliografica che riportasse l'esecuzione di un'intubazione orotracheale in un istrice (Baldrey, 2017).

Prima di eseguire l'anestesia in questi sei soggetti si era previsto di indurre e mantenere l'anestesia in maschera con isoflurano se l'intubazione dei soggetti fosse risultata impraticabile. La maschera anestetica è già utilizzata come metodo di somministrazione dell'anestetico volatile (Wenger, 2012). In questo studio l'anestesia in maschera è stata poi utilizzata soltanto al fine di indurre l'anestesia ed è stata applicata solo per pochi minuti nei 4 soggetti in cui non è stato possibile eseguire l'intubazione orotracheale al primo tentativo.

In questo studio si è scelto di tentare la visualizzazione della laringe con un laringoscopio, come già riportato da Baldrey (Baldrey, 2017), e di provare anche a visualizzare la laringe mediante un otoscopio. La tecnica dell'intubazione tramite l'utilizzo di un otoscopio è già stata utilizzata con successo nei topi e nelle cavie, nei quali l'intubazione tramite laringoscopio e tubo endotracheale spesso è molto difficoltosa, a causa delle ridotte dimensioni dell'orofaringe, ed è associata a un gran numero di fallimenti risultanti spesso in danni laringei. Per questi animali è spesso utilizzata la tecnica dell'intubazione con otoscopio, dal momento che è atraumatica ed efficace (Nambiar et al., 2007; Papastefanou et al., 2014; Thomas et al., 2014; Weksler et al., 1994).

In questo studio, l'utilizzo dell'otoscopio per l'intubazione non ha portato a un miglioramento della procedura, poiché, vista la profondità del cavo orale dell'istrice, è

risultato impossibile visualizzare la laringe; inoltre, ad ogni tentativo la lente dell'otoscopio veniva opacizzata dal respiro dell'animale, rendendo così impossibile visualizzare l'immagine sul monitor.

L'utilizzo del laringoscopio si è rivelato essere il metodo più efficace e per questo motivo è stato utilizzato come ausilio all'intubazione di tutti i pazienti e, sebbene sia stato particolarmente difficoltoso visualizzare la laringe di uno dei pazienti, tale pratica è stata ritenuta un successo.

Nonostante in alcuni esemplari siano stati necessari più tentativi per effettuare l'intubazione a causa della scarsa profondità del piano anestetico (dimostrato dalle leggere reazioni da parte dell'animale, quali colpi di tosse, deglutizioni e masticazioni), o della ridotta visibilità della laringe, la qualità dell'intubazione una volta ottenuta è risultata soddisfacente per tutti gli individui. Alcuni istrici hanno manifestato qualche accenno di tosse, che si ritiene siano legati al ridotto diametro della trachea e non alla stimolazione della laringe durante l'intubazione, dal momento che la tosse era presente soltanto a fine intubazione e che la trachea dei roditori è particolarmente stretta (K. Wright, 2011).

5.6 Anestesia

Sebbene tutti gli istrici maschi abbiano subito la stessa operazione chirurgica, i tempi della chirurgia si sono dimostrati molto variabili; questa variabilità si è ritenuta essere causata da una maggior rapidità del chirurgo durante le operazioni sugli ultimi 4 istrici (che sono risultate più brevi rispetto a quelle dei primi due istrici) e, in un esemplare (istrice 3), alla necessità di svolgere *courettage* chirurgico e ripetuti lavaggi con soluzione salina in una ferita ascellare abbastanza recente ma non legata alla procedura.

Il livello di isoflurano somministrato è stato mantenuto basso e stabile durante l'intera durata della procedura, con lievi aumenti di breve durata in corrispondenza del cambio di decubito del paziente; questo dimostra che la premedicazione è stata efficace ed ha portato i pazienti a un livello di sedazione stabile ed adeguatamente profondo.

Il monitoraggio delle funzioni vitali nel corso dell'anestesia evidenzia una diminuzione lenta ma graduale delle pressioni sistolica, diastolica e media nei primi venti minuti dell'anestesia; questo si ritiene sia causato dall'effetto vasodilatatore derivante dalla somministrazione dell'isoflurano (Conzen et al., 1992; Larach e Schuler, 1991; Schwinn et al., 1990). Per ovviare a questo calo pressorio, in alcuni soggetti è stato scelto di diminuire la percentuale di isoflurano in ossigeno somministrata, gli altri soggetti invece hanno raggiunto una certa stabilità pressoria intorno al minuto 20, dal momento che i valori pressori si sono stabilizzati e non sono diminuiti ulteriormente nei minuti successivi.

È inoltre possibile osservare una forte diminuzione delle mediane delle pressioni sistolica, diastolica e media al minuto 40 dell'anestesia. Questo brusco calo è riconducibile all'esclusione dell'istrice 5, che ha terminato l'anestesia entro i 40 minuti. Tale soggetto presentava pressioni sensibilmente superiori rispetto agli altri esemplari. Infatti, se si escludono i valori dell'istrice 5, si nota come nella mediana ottenuta dai valori degli altri cinque animali non sia più presente il netto calo pressorio attorno al minuto 40.

Non si sono manifestate altre anomalie delle pressioni se non alcuni sporadici aumenti probabilmente dovuti al cambio di decubito dei pazienti avvenuto durante l'esame ecocardiografico; durante il cambio di decubito, infatti, era frequente che il paziente venisse staccato dall'isoflurano per qualche secondo, fattore che potrebbe avere influito in una lieve superficializzazione del piano di anestesia.

Gli elevati valori di *end-tidal* CO₂ associati a valori normali di SpO₂ di tutti i soggetti durante l'intera procedura anestesiológica suggeriscono uno stato di ipercapnia permissiva normossiémica, nonostante i valori di frequenza respiratoria non siano aumentati. Questo fenomeno può essere spiegato dal fatto che gli istrici sono mammiferi fossori, quindi hanno una bassa sensibilità respiratoria all'ipossia e all'ipercapnia (Barros et al., 2004). Inoltre, i mammiferi fossori, a differenza di altri mammiferi, presentano un lieve aumento della frequenza respiratoria come risposta all'ipercapnia, a patto che questa rimanga a livelli non eccessivamente elevati; a livelli estremi di ipercapnia, infatti, la risposta respiratoria compensatoria è più marcata. Queste differenze fisiologiche proprie degli animali fossori sono dovute all'atmosfera normalmente presente nelle loro tane, dove in genere la concentrazione di ossigeno è molto bassa ed i valori di anidride carbonica sono elevati; essere in grado di tollerare per lungo tempo moderati livelli di

ipercapnia diventa quindi una caratteristica necessaria alla sopravvivenza nella tana (Barros et al., 2004; Boggs e Birchard, 1989; Saiki e Mortola, 1996).

Dal momento che l'ipercapnia si è mostrata sin dai primi momenti dell'anestesia in tutti i soggetti, che in letteratura non sono presenti riferimenti ai *range* fisiologici di ETCO_2 in questa specie, e che il livello di ossigenazione nel sangue era ottimale anche grazie alla somministrazione di ossigeno ($\text{FiO}_2 > 90\%$), si è deciso di non iperventilare i pazienti e di intervenire soltanto qualora, nel monitoraggio, si fossero verificate evidenze di alterazioni compensatorie degli altri parametri vitali, come ad esempio una diminuzione della saturazione di ossigeno, bradipnea o ipotensione. Questo protocollo inoltre è pensato per essere utilizzato in operazioni in campo, dove la presenza di strumenti per la ventilazione meccanica dei pazienti è rara; si è quindi deciso di non ventilare meccanicamente i pazienti pur tenendoli sotto controllo, in modo da verificare l'attuabilità in campo del protocollo. In questo modo si sarebbe potuto notare un eventuale adattamento degli esemplari allo stato di ipercapnia permissiva con sola ventilazione spontanea. In realtà, i valori di *end-tidal* CO_2 di tutti gli esemplari sono rimasti stabili nel tempo e non sono aumentati verso la fine della chirurgia.

Oltre ai parametri vitali vi è stato un sistematico controllo dei riflessi dei pazienti, che si sono rivelati abbastanza stabili durante l'anestesia.

L'occhio è rimasto in posizione centrale durante l'intera anestesia di tutti i pazienti, a conferma della posizione centrale dell'occhio durante l'anestesia dei roditori (K. Wright, 2011).

Al fine di stabilire due valori soglia in grado di definire un livello di anestesia troppo profondo e uno non sufficientemente profondo per continuare la chirurgia è stato calcolato il valore totale accanto alla valutazione dei riflessi. I due valori soglia sopracitati sono stati definiti rispettivamente a 9 e 4 ma non sono mai stati raggiunti durante nessuna delle anestesie. L'utilizzo dello *score* finale ha permesso di monitorare ad intervalli di tempo regolari la profondità dell'anestesia, rivelandosi un efficiente metodo indiretto per la valutazione della stessa; dal momento che spesso nelle operazioni in campo non vi sono a disposizione un gran numero di strumenti, l'utilizzo di questo *score* offre una soluzione efficace per la valutazione di questo parametro.

L'osservazione dei riflessi ha permesso di identificare nella soglia dei 20 minuti dall'inizio della chirurgia il momento in cui lo *score* finale si è lievemente abbassato, suggerendo una minor profondità dell'anestesia, che però è sempre rimasta ad una profondità idonea allo svolgimento della chirurgia. Questa lieve variazione è dovuta al fatto che è stato necessario abbassare leggermente la quantità di isoflurano in ossigeno somministrata ad alcuni pazienti, dal momento che presentavano un calo delle pressioni sistolica, diastolica e media riconducibile all'anestetico volatile.

Un'ulteriore lieve diminuzione dello *score* finale si è riscontrata durante gli ultimi minuti dell'anestesia dei pazienti, quando la percentuale di isoflurano in ossigeno somministrata è stata diminuita per poter procedere con l'estubazione ed il risveglio dei pazienti.

5.7 Risveglio

Durante il risveglio dei pazienti si sono misurati gli intervalli di tempo in cui essi effettuavano i primi movimenti. Il tempo di ripresa della stazione, ovvero l'intervallo di tempo tra l'estubazione e la ripresa del riflesso di raddrizzamento, che si considera riacquisito quando l'animale riesce a stare sui quattro arti (Morin e Berteaux, 2003), è di circa dieci minuti; questo valore è simile al tempo di ripresa della stazione misurato dagli autori Morin e Berteaux, che avevano rilevato un tempo medio di ripresa della stazione di 9,4 minuti ($\pm 7,5$) con l'utilizzo di un protocollo anestesiológico a base di ketamina e xilazina (Morin e Berteaux, 2003). Il protocollo di Morin e Berteaux è stato utilizzato ai fini di effettuare l'identificazione dei soggetti e l'applicazione del radiocollare.

Il tempo di ripresa della stazione in questo studio differisce di molto da quello riscontrato dagli autori che hanno utilizzato un protocollo a base di tiletamina e zolazepam, in cui il tempo medio di risveglio è stato molto più lungo (Hale et al., 1994; Massolo et al., 2003); entrambi gli autori hanno effettuato la sedazione degli animali per operazioni di monitoraggio, misurazioni e applicazione del radiocollare.

La comparabilità dei tempi di risveglio con lo studio di Morin e Berteaux, e il minore tempo di risveglio rispetto agli studi di Hale e Massolo, risulta un ottimo segnale a favore del nostro protocollo, poiché la maggiore invasività della procedura da noi applicata non ha comportato un aumento del tempo di ripresa della stazione (Hale et al., 1994; Massolo et al., 2003; Morin e Berteaux, 2003).

La qualità del risveglio è stata soddisfacente in tutti i pazienti; l'istrice 2 ha mostrato lieve atassia e rotolamento durante i primi minuti del risveglio, queste manifestazioni sono state di breve durata e non è stato necessario somministrare atipamezolo dal momento che l'esemplare si è mostrato in grado di effettuare i primi passi coordinati 7 minuti post estubazione.

La somministrazione di atipamezolo è stata eseguita soltanto in 4 esemplari, dal momento che gli altri si sono mostrati in grado di stare in piedi sui 4 arti entro i primi 10 minuti post estubazione. Tutti i soggetti che hanno ricevuto la somministrazione di atipamezolo hanno effettuato un primo movimento entro 10 minuti dalla somministrazione, a riprova della rapidità di questo antidoto (Kaartinen et al., 2007; Kirihaara et al., 2016; Tsuruga et al., 1999) e della sicurezza di questo protocollo, che si è mostrato prontamente reversibile.

In due istrici il risveglio è stato rapido anche in assenza della somministrazione di atipamezolo, grazie alla bassa dose di dexmedetomidina utilizzata e alla sua breve durata d'azione, che per la quasi totalità degli esemplari era probabilmente terminata al momento dell'estubazione.

Le fasi di induzione, di mantenimento e del risveglio sono state prive di effetti collaterali. In letteratura sono presenti precedenti di effetti collaterali legati ad una condizione di ipertermia in istrici anestetizzati durante giornate particolarmente calde (Pigozzi, 1987b); nonostante questo studio sia stato eseguito con temperature estive, nessun esemplare ha mostrato ipertermia. La grave ipertermia riscontrata dall'autore Pigozzi dopo la somministrazione di ketamina e xilazina potrebbe essere dovuta ad una prolungata esposizione al sole degli esemplari nell'attesa dell'identificazione, o all'eccessivo tempo trascorso nella gabbia di cattura; gli animali, nel tentativo di liberarsi, potrebbero essere stati iperattivi a lungo, diventando così ipertermici ancora prima della somministrazione dei farmaci. Per ovviare a questa problematica, per lo svolgimento di questo studio sono stati predisposti preventivamente due termometri ambientali e due ventilatori, insieme ad un costante monitoraggio delle temperature rettali dei pazienti durante l'intera durata dell'anestesia.

L'assenza di effetti collaterali riscontrata nei sei istrici che hanno ricevuto un'anestesia con questo protocollo è sicuramente un ottimo punto di partenza nella potenzialità di rendere uno standard questo protocollo per l'anestesia dell'*Hystrix africaeaustralis*.

5.8 Limiti e spunti per il futuro

I limiti di questo studio sono derivanti dall'anestesia in campo, dove spesso non sono disponibili molte attrezzature e strumenti utili nel monitoraggio del paziente. Da questo si evince la notevole importanza del monitoraggio clinico nelle operazioni eseguite in campo.

Un limite è stato dato dall'impossibilità di misurare in campo la quantità di isoflurano espirato, che avrebbe permesso di stimare in modo più corretto la quantità di anestetico volatile presente nei pazienti. Per poter misurare questo parametro è infatti necessario l'utilizzo di un capnografo specifico (dotato di tecnologia spettrofotometrica a infrarossi), costoso e disponibile in monitor multiparametrici raramente impiegati in campo.

Un altro limite consiste nell'aver utilizzato tubi endotracheali non cuffiati, come era stato precedentemente fatto dall'autore Baldrey nell'intubazione di un esemplare di *Hystrix africaeaustralis* (Baldrey, 2017). Utilizzare tubi endotracheali non cuffiati significa disperdere una parte dell'anestetico volatile, perché può uscire dallo spazio tra trachea e tracheotubo, e inoltre l'animale può inspirare aria, diluendo in questo modo l'anestetico volatile (Weber et al., 2009); in questo modo, non sappiamo con certezza quanto anestetico volatile è stato realmente somministrato al paziente. Inoltre, a causa della mancanza di completo contatto tra la parete della trachea e il tracheotubo, la protezione delle vie aeree dall'ingestione di materiale proveniente dall'apparato gastro intestinale è ridotta (Hawkins e Graham, 2007).

Con l'utilizzo di tubi endotracheali cuffiati si risolverebbero i problemi sopracitati, ma è importante sottolineare che la trachea dei roditori è particolarmente elastica, quindi non è detto che un tubo endotracheale cuffiato possa garantire una chiusura completa, come si è visto in uno studio svolto sui ratti (Colby e Morenko, 2004).

La scelta dei tubi endotracheali utilizzati in questo studio è stata condizionata dalla disponibilità degli stessi: i tubi in PVC a nostra disposizione presentavano una cuffia ad

alto volume e bassa pressione, che risulta ingombrante anche quando non è cuffiata e questo, associato alla conformazione anatomica dell'istrice, avrebbe potuto aumentare le difficoltà di intubazione. Per questo motivo, si è preferito optare per l'utilizzo di tubi endotracheali non cuffiati.

In commercio si possono reperire tubi cuffiabili in silicone, che sono dotati di una cuffia particolarmente sottile quando non è insufflata; si è deciso di non utilizzare questi tubi a causa degli elevati costi e della loro fragilità, la cuffia infatti potrebbe essere facilmente rotta dai denti degli istrici durante le procedure di intubazione e di estubazione. L'utilizzo di questi tubi non può essere quindi raccomandato nell'istrice prima dello svolgimento di futuri studi.

Sarebbe stato interessante indagare la presenza di eventuale acidosi o alcalosi respiratoria nei pazienti tramite la misurazione del pH ematico. Purtroppo, non è stato possibile valutare il pH ematico per la mancanza degli strumenti necessari ad eseguire un emogas in campo; inoltre, ci sono poche conoscenze in letteratura sull'esecuzione di prelievi arteriosi e sul volume ematico presente in questa specie, informazioni necessarie nell'ottica di eseguire ripetuti prelievi.

Infine, un ultimo limite dello studio è dato dal ridotto *pool* di esemplari sottoposti al protocollo anestesilogico; il *pool* non risulta infatti sufficiente per poter definire questo uno studio conclusivo. È quindi da considerarsi uno studio preliminare di un protocollo anestesilogico per l'istrice del Capo, che in campo ha dato ottimi risultati.

È importante sottolineare che l'anestesia di tutti i soggetti si è svolta senza complicazioni, sarebbe quindi auspicabile poter continuare ad utilizzare questo protocollo su più esemplari di *Hystrix africaeaustralis* per poterne verificare la ripetibilità.

6. CONCLUSIONI

Il protocollo anestesiológico oggetto di studio si è rivelato efficace, sicuro e di facile applicazione in campo in tutti e sei gli istrici.

Il livello di anestesia ottenuto è risultato sufficientemente profondo e di così lunga durata da permettere l'esecuzione di vari interventi negli animali: dalle misurazioni biometriche, alla visita clinica fino all'intervento chirurgico.

Il protocollo si è dimostrato inoltre facilmente adattabile a una molteplicità di situazioni e disponibilità di equipaggiamento in campo, data la sua potenziale triplice possibilità di somministrazione: anestesia solamente iniettabile, anestesia parzialmente iniettabile con maschera o con intubazione endotracheale.

Tuttavia, la ridotta casistica di questo studio impone l'utilizzo di prudenza durante l'applicazione di questo protocollo, poiché sono necessari ulteriori approfondimenti su un numero maggiore di animali per assicurare la certa ripetibilità dei dati ottenuti.

Si suppone che il protocollo utilizzato in questo studio possa risultare preferibile agli altri già presenti in letteratura, se dovesse garantire brevi tempi di induzione e di risveglio e assenza di effetti collaterali anche in un gruppo più numeroso di istrici.

7. BIBLIOGRAFIA

- Aarnes, T. K., Muir, W. W. (2011). *Pain Assessment and Management. Small Animal Pediatrics*. Elsevier Inc. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4160-4889-3.00026-7>
- Addison, E. M., Kolenosky, G. B. (1979). Use of Ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride to immobilize black bears (*Ursus americanus*). *Journal of wildlife diseases*. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-15.2.253>
- Alkon, P. U. (1984). Chemical restraint of Indian crested porcupines (*Hystrix indica*). In *Mammalia* (pagg. 150–152)
- Amend, J. F., Klavano, P. A., Stone, E. C. (1972). Premedication with xylazine to eliminate muscular hypertonicity in cats during ketamine anesthesia. *Veterinary medicine, small animal clinician : VM, SAC*.
- Association of Veterinary Anaesthetists. (2020). *Guidelines for Safer Anaesthesia*.
- Atalar, O., Ceribasi, A. O. (2006). The morphology of the penis in porcupine (*Hystrix cristata*). *Veterinarni Medicina*, 51(2), 66–70. <https://doi.org/10.17221/5520-vetmed>
- Atalar, O., Yilmaz, S. (2004). The branches of the arteria celiaca in the porcupine (*Hystrix cristata*). *Veterinarni Medicina*. <https://doi.org/10.17221/5675-VETMED>
- Baldrey, V. (2017). Orchiectomy of a Cape porcupine (*Hystrix africaeaustralis*). *Veterinary Record Case Reports*, 5(3). <https://doi.org/10.1136/vetreccr-2017-000476>

- Barros, R. C. H., Abe, A. S., Cárnio, E. C., Branco, L. G. S. (2004). Regulation of breathing and body temperature of a burrowing rodent during hypoxic-hypercapnia. *Comparative Biochemistry and Physiology - A Molecular and Integrative Physiology*. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2004.03.011>
- Barthelmeß, E. L. (2006). *Hystrix africaeaustralis*. *Mammalian Species*, 788(May), 1–7. <https://doi.org/10.1644/788.1>
- Beck, C. C. (1976). Vetalar® (Ketamine Hydrochloride) a Unique Cataleptoid Anesthetic Agent for Multispecies Usage. *The Journal of Zoo Animal Medicine*. <https://doi.org/10.2307/20094371>
- Belant, J. L. (1991). Immobilization of fishers (*Martes pennanti*) with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. *Journal of wildlife diseases*, 328–330. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-27.2.328>
- Boggs, D. F., Birchard, G. F. (1989). Cardiorespiratory responses of the woodchuck and porcupine to CO₂ and hypoxia. *Journal of Comparative Physiology B*. <https://doi.org/10.1007/BF00694390>
- Cantwell, S. L. (2001). Ferret, rabbit, and rodent anesthesia. *The veterinary clinics of North America. Exotic animal practice*. [https://doi.org/10.1016/S1094-9194\(17\)30056-7](https://doi.org/10.1016/S1094-9194(17)30056-7)
- Clotz, M. A., Nahata, M. C. (1991). Clinical uses of fentanyl, sufentanil, and alfentanil. *Clinical Pharmacy*.
- Colby, L. A., Morenko, B. J. (2004). Clinical considerations in rodent bioimaging. *Comparative Medicine*.
- Conzen, P. F., Vollmar, B., Habazettl, H., Frink, E. J., Peter, K., Messmer, K. (1992). Systemic and regional hemodynamics of isoflurane and sevoflurane in rats. *Anesthesia and Analgesia*. <https://doi.org/10.1213/00000539-199201000-00014>

- Corbet, N. U., Van Aarde, R. J. (1996). Social organization and space use in the Cape porcupine in a Southern African savanna. *African Journal of Ecology*. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2028.1996.tb00589.x>
- Crandall. (1964). The management of wild mammals in captivity. *University of Chicago Press, Illinois*.
- de Villiers, M. S., van Aarde, R. J., Dott, H. M. (1994). Habitat utilization by the Cape porcupine *Hystrix africaeaustralis* in a savanna ecosystem. *Journal of Zoology*. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1994.tb00002.x>
- Fitzgerald, J. P. (1973). Four Immobilizing Agents Used on Badgers under Field Conditions. *The Journal of Wildlife Management*. <https://doi.org/10.2307/3800136>
- Grimm, K. A., Lamont, L. A., Tranquilli, W. J., Greene, S. A., Robertson, S. A. (2017). *Veterinary Anesthesia and Analgesia: The Fifth Edition of Lumb and Jones*. <https://doi.org/10.1002/9781119421375>
- Haim, A., R.J. Van Aarde, J. D. S. (1990). Metabolic rates, food consumption and thermoregulation in seasonal acclimatization of the Cape porcupine *Hystrix africaeaustralis*. *Oecologia*, 197–200.
- Haim, A., van Aarde, R. J., Skinner, J. D. (1992). Burrowing and Huddling in newborn porcupine: The effect on thermoregulation. *Physiology and Behavior*, 52(2), 247–250.
- Hale, M. B., Griesemer, S. J., Fuller, T. K. (1994). Immobilization of porcupines with tiletamine hydrochloride and zolazepam hydrochloride (Telazol®). *Journal of Wildlife Diseases*, 429–431. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-30.3.429>
- Harthoorn, A. M. (1976). *The Chemical Capture of Animals*, by A. M. Harthoorn. Baillière Tindall. <https://doi.org/10.1017/s0030605300014204>

- Hawkins, M. G., Graham, J. E. (2007). Emergency and Critical Care of Rodents. *Veterinary Clinics of North America - Exotic Animal Practice*.
<https://doi.org/10.1016/j.cvex.2007.03.001>
- Hedrick, A. V., Temeles, E. J. (1989). The evolution of sexual dimorphism in animals: Hypotheses and tests. *Trends in Ecology and Evolution*.
[https://doi.org/10.1016/0169-5347\(89\)90212-7](https://doi.org/10.1016/0169-5347(89)90212-7)
- Kaartinen, M. J., Cuvellez, S., Brouillard, L., Rondenay, Y., Kon-Boun, J. J., Troncy, E. (2007). Survey of utilization of medetomidine and atipamezole in private veterinary practice in Quebec in 2002. *Canadian Veterinary Journal*.
- Kirihara, Y., Takechi, M., Kurosaki, K., Kobayashi, Y., Saito, Y., Takeuchi, T. (2016). Effects of an anesthetic mixture of medetomidine, midazolam, and butorphanol in rats—strain difference and antagonism by atipamezole. *Experimental Animals*.
<https://doi.org/10.1538/expanim.15-0036>
- Kleiman, D. G. (1974). Patterns of behaviour in hystricomorph rodents. In *Symposia of the Zoological Society of London*.
- Larach, D. R., Schuler, H. G. (1991). Direct vasodilation by sevoflurane, isoflurane, and halothane alters coronary flow reserve in the isolated rat heart. *Anesthesiology*.
<https://doi.org/10.1097/00000542-199108000-00015>
- Lu, D. Z., Fan, H. G., Kun, M., Song, Z. L., Ming, Y. S., Sheng, J., Wang, H. Bin. (2011). Antagonistic effect of atipamezole, flumazenil and naloxone following anaesthesia with xylazine, tramadol and tiletamine/zolazepam combinations in pigs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2011.00625.x>
- Lumb, W. V. and Jones, E. W. (1984a). Anesthetic complications and emergencies. In *Veterinary anesthesia, 2nd Edition* (pagg. 567–606).

- Lumb, W. V. and Jones, E. W. (1984b). Other methods of producing general anesthesia. In *Veterinary anesthesia, 2nd Edition* (pag. pp.307-331).
- Maddern, K., Adams, V. J., Hill, N. A. T., Leece, E. A. (2010). Alfaxalone induction dose following administration of medetomidine and butorphanol in the dog. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2009.00503.x>
- Massolo, A., Sforzi, A., Lovari, S. (2003). *Chemical Immobilization of Crested Porcupines with Tiletamine HCl and Zolazepam HCl (Zoletil) under Field Conditions*. *Journal of Wildlife Diseases* (Vol. 39).
- Mori, E., Lovari, S. (2014). Sexual size monomorphism in the crested porcupine (*Hystrix cristata*). *Mammalian Biology*. <https://doi.org/10.1016/j.mambio.2013.07.077>
- Morin, P., Berteaux, D. (2003). *Immobilization of North American porcupines (Erethizon dorsatum) using ketamine and xylazine*. *Journal of Wildlife Diseases* (Vol. 39).
- Morris, D. J., van Aarde, R. J. (1985). Sexual behavior of the female porcupine *Hystrix africaeaustralis*. *Hormones and Behavior*, 19(4), 400–412. [https://doi.org/10.1016/0018-506X\(85\)90037-6](https://doi.org/10.1016/0018-506X(85)90037-6)
- Mudappa, D., Chellam, R. (2001). Capture and immobilization of wild brown palm civets in Western Ghats. *Journal of Wildlife Diseases*. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-37.2.383>
- Nambiar, M. P., Gordon, R. K., Moran, T. S., Richards, S. M., Sciuto, A. M. (2007). A simple method for accurate endotracheal placement of an intubation tube in guinea pigs to assess lung injury following chemical exposure. *Toxicology Mechanisms and Methods*. <https://doi.org/10.1080/15376510601094131>
- Pachter, I. J., Evens, R. P. (1985). Butorphanol. *Drug and Alcohol Dependence*. [https://doi.org/10.1016/0376-8716\(85\)90065-1](https://doi.org/10.1016/0376-8716(85)90065-1)

- Papastefanou, A., Balafas, E., Durašević, S., Kostomitsopoulos, N. (2014). A simple method of endotracheal intubation in mice. *Archives of Biological Sciences*.
<https://doi.org/10.2298/ABS1401241P>
- Paris, A., Tonner, P. H. (2005). Dexmedetomidine in anaesthesia. *Current Opinion in Anaesthesiology*. <https://doi.org/10.1097/01.aco.0000174958.05383.d5>
- Pigozzi, G. (1987a). Female-biased sexual size dimorphism in the crested porcupine (*Hystrix cristata*). *Bolletino di zoologia*.
<https://doi.org/10.1080/11250008709355592>
- Pigozzi, G. (1987b). Immobilization of Crested Porcupines with Xylazine Hydrochloride and Ketamine Hydrochloride. *The Journal of Wildlife Management*.
<https://doi.org/10.2307/3801641>
- Plumb, D. C. (1999). *Veterinary drug handbook, 3rd edition, Iowa State University Press, Ames, Iowa*.
- Pond, D. B., O' Gara, B. W. (1996). Chemical immobilization of large mammals. In *Research and management techniques for wildlife and habitats, 5th Edition* (pagg. 125–139).
- Ramsden, R. O., Coppin, P. F., Johnston, D. H. (1976). Clinical observations on the use of ketamine hydrochloride in wild carnivores. *Journal of wildlife diseases*.
<https://doi.org/10.7589/0090-3558-12.2.221>
- Roberts, A. (1951). *The mammals of South Africa*.
- Saiki, C., Mortola, J. P. (1996). Effect of CO₂ on the metabolic and ventilatory responses to ambient temperature in conscious adult and newborn rats. *Journal of Physiology*.
<https://doi.org/10.1113/jphysiol.1996.sp021213>

- Schwinn, D. A., McIntyre, R. W., Reves, J. G. (1990). Isoflurane-induced vasodilation: Role of the α -adrenergic nervous system. *Anesthesia and Analgesia*. <https://doi.org/10.1213/00000539-199011000-00001>
- Shmidl, J. A. (1974). Experimental Use of [®]rompun in the Exotic Species. *The Journal of Zoo Animal Medicine*. <https://doi.org/10.2307/20094262>
- Smithers, R. H. N. (1983). The mammals of the southern African subregion. *University of Pretoria Press, South Africa*.
- Thomas, J. L., Dumouchel, J., Li, J., Magat, J., Balitzer, D., Bigby, T. D. (2014). Endotracheal intubation in mice via direct laryngoscopy using an otoscope. *Journal of Visualized Experiments*. <https://doi.org/10.3791/50269>
- Tsuruga, H., Suzuki, M., Takahashi, H., Jinma, K., Kaji, K. (1999). Immobilization of sika deer with medetomidine and ketamine, and antagonism by atipamezole. *Journal of Wildlife Diseases*. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-35.4.774>
- van Aarde, R. . (1985a). *Age determination of Cape porcupines, Hystrix africae australis*.
- van Aarde, R. J. (1985b). *Husbandry and immobilization of captive porcupines Hystrix africae australis*. *Tydskr. Natuumav* (Vol. 15).
- van Aarde, R. J. (1985c). Reproduction in captive female Cape porcupines (*Hystrix africae australis*). *Journal of Reproduction and Fertility*, 75(2), 577–582. <https://doi.org/10.1530/jrf.0.0750577>
- van Aarde, R. J. (1987a). Demography of a Cape porcupine, *Hystrix africae australis*, population. *Journal of Zoology*. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1987.tb03694.x>

- van Aarde, R. J. (1987b). Demography of a Cape porcupine, *Hystrix africaeaustralis*, population. *Journal of Zoology*, 213(2), 205–212. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1987.tb03694.x>
- van Aarde, R. J. (1995). The effect of premature weaning on reproductive output of female Cape porcupines *Hystrix africaeaustralis*. *Journal of Zoology*. <https://doi.org/10.1111/j.1469-7998.1995.tb05020.x>
- van Aarde, R. J. (1998). An ecological perspective of reproduction in the Cape porcupine. *Transactions of the Royal Society of South Africa*, 53(2), 237–243. <https://doi.org/10.1080/00359199809520390>
- van Aarde, R. J., Skinner, J. D. (1986a). *Functional anatomy of the ovaries of pregnant and lactating Cape porcupines, Hystrix africaeaustralis*. *Journal of Reproduction and Fertility* (Vol. 76). <https://doi.org/10.1530/jrf.0.0760553>
- van Aarde, R. J., Skinner, J. D. (1986b). Reproductive biology of the male Cape porcupine, *Hystrix africaeaustralis*. *Journal of Reproduction and Fertility*, 76(2), 545–552. <https://doi.org/10.1530/jrf.0.0760545>
- van Aarde, R. J., Skinner, J. D. (1992). Urinary characteristics of the cape porcupine *hystrix africaeaustralis*: Effects of photoperiod and temperature. *Journal of Basic and Clinical Physiology and Pharmacology*. <https://doi.org/10.1515/JBCPP.1992.3.2.165>
- van Aarde, R. J., van Wyk, V. (1991). *Reproductive inhibition in the Cape porcupine, Hystrix africaeaustralis*.
- Weber, T., Salvi, N., Orliaguet, G., Wolf, A. (2009). Cuffed vs non-cuffed endotracheal tubes for pediatric anesthesia: Pro-Con Debate. *Paediatric Anaesthesia*. <https://doi.org/10.1111/j.1460-9592.2009.02998.x>

- Weir, J. (1974). Reproductive characteristics of hystricomorph rodents. In *The biology of hystricomorph rodents*.
- Weir, J. B. (1973). Another hystricomorph rodent: keeping casiragua (*Proechimys guairae*) in captivity. *Laboratory Animals*, 125–134.
- Weksler, B., Ng, B., Lenert, J., Burt, M. (1994). A simplified method for endotracheal intubation in the rat. *Journal of Applied Physiology*.
<https://doi.org/10.1152/jappl.1994.76.4.1823>
- Wenger, S. (2012). Anesthesia and Analgesia in Rabbits and Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.010>
- Wilson, R. P., Zagon, I. S., Larach, D. R., Max Lang, C. (1993). Cardiovascular and respiratory effects of tiletamine-zolazepam. *Pharmacology Biochemistry and Behavior*, 44(1), 1–8. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0091-3057\(93\)90274-W](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0091-3057(93)90274-W)
- Wood, G. W., Johnson, E. E., Brenneman, R. E. (1977). Observations on the Use of Succinylcholine Chloride to Immobilize Feral Hogs. *The Journal of Wildlife Management*. <https://doi.org/10.2307/3800014>
- Wright, J. M. (1983). Ketamine Hydrochloride as a Chemical Restraint for Selected Small Mammals. *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*, vol. 11, no. 1, pp 76-79.
- Wright, K. (2011). BSAVA Manual of Rodents and Ferrets. *Journal of Small Animal Practice*. <https://doi.org/10.1111/j.1748-5827.2011.01090.x>
- Xu, H., Aibiki, M., Seki, K., Ogura, S., Ogi, K. (1998). Effects of dexmedetomidine, an α_2 -adrenoceptor agonist, on renal sympathetic nerve activity, blood pressure, heart rate and central venous pressure in urethane-anesthetized rabbits. *Journal of the Autonomic Nervous System*. [https://doi.org/10.1016/S0165-1838\(98\)00061-7](https://doi.org/10.1016/S0165-1838(98)00061-7)

Ziervogel, G., New, M., Archer van Garderen, E., Midgley, G., Taylor, A., Hamann, R., ... Warburton, M. (2014). Climate change impacts and adaptation in South Africa. *Wiley Interdisciplinary Reviews: Climate Change*. <https://doi.org/10.1002/wcc.295>