



UNIVERSITÀ DI PARMA

Dipartimento di Scienze Medico-Veterinarie
Corso di Laurea Magistrale a ciclo unico in
Medicina Veterinaria

Telenarcosi: solo per animali selvatici?

Telenarcosis: just for wild animals?

Relatore:
Chiar.mo Prof.
Leonardi Fabio

Laureando:
Zuliani Riccardo

Anno Accademico 2020-2021

Abstract

Telenarcosis is a widespread practice in wild animals especially for research purpose but even for public safety reasons and, in these cases, teleanesthesia can also concern domestic animals like dogs, cats, cows or horses. There are various remote delivering systems of drugs to obtain a complete immobilization with telenarcosis. Drug delivering systems differ from each other depending on the operating system (eg. CO₂ guns, gunpowder rifles, or manual instruments such as blowguns, pole syringes or jabsticks). The choice of the tool depends on the circumstance, the animal species we have to capture and the veterinarian's familiarity with the tools. Furthermore, some delivering systems (eg. rifles or guns) require the firearms license according to Italian law. To immobilize animals with remote delivering systems the veterinarian can use a wide variety of drugs which have different characteristics and effects (also adverse effects). The most commonly used drugs for chemical capture of animals are the followings: opioids (eg. etorphine, fentanyl, carfentanyl, thiafentanyl and butorphanol) that induce narcosis, alpha-2 agonists (xylazine, detomidine, dexmedetomidine and medetomidine) with sedative effects, benzodiazepines (eg. midazolam, diazepam and zolazepam), phenothiazines (eg. acepromazine), butyrophenones (eg. azaperone) with anxiolytic effects, cyclohexylamines (ketamine and tiletamine) with dissociative effects and neurosteroid anesthetics (alfaxalone) that may induce anesthesia. The right choice of drug, dosage and their combinations play a crucial role on the health of the animal and on the success of the capture. Not less important is the correct antagonization of the drugs to counteract side effects or awaken the animal at the end of the procedure. On the field, at the moment of the capture procedures, the veterinarian must have good and complete equipment and follow some rules on the choice of drugs, their dosage, on the approach and on the correct treatment of the darted animal. The literature review aims to report the main capture protocols and researches on chemical immobilization about the most common animals (especially wild animals) in Italy. The species covered by the thesis are the followings: red deer, fallow deer, roe deer, wild boar, mouflon, ibex, chamois, wolf, brown bear, lynx, badger, red fox, nutria, horse, cow, dog and cat.

INDICE

INTRODUZIONE	5
CAPITOLO 1 STRUMENTARIO E LEGISLAZIONE	7
§ 1.1 - STRUMENTARIO	7
1.1.1 - <i>Strumenti manuali</i>	7
1.1.2 - <i>Strumenti ad aria compressa</i>	9
1.1.3 - <i>Strumenti a polvere da sparo</i>	9
1.1.4 - <i>Dardi</i>	10
§ 1.2 - LEGISLAZIONE	12
CAPITOLO 2 FARMACOLOGIA DEGLI ANESTETICI.....	14
§ 2.1 - FARMACI OPIOIDI	14
2.1.1 - <i>Etorfina</i>	15
2.1.2 - <i>Fentanyl</i>	16
2.1.3 - <i>Carfentanyl</i>	16
2.1.4 - <i>Thiafentanil</i>	16
2.1.5 - <i>Butorfanolo</i>	17
2.1.6 - <i>Antagonisti oppioidi</i>	18
§ 2.2 - ALPHA-2 AGONISTI	19
2.2.1 - <i>Xylazina</i>	20
2.2.2 - <i>Detomidina</i>	21
2.2.3 - <i>Medetomidina</i>	21
2.2.4 - <i>Dexmedetomidina</i>	22
2.2.5 - <i>Alpha-2 antagonisti</i>	22
§ 2.3 - BENZODIAZEPINE.....	23
2.3.1 - <i>Diazepam</i>	24
2.3.2 - <i>Midazolam</i>	24
2.3.3 - <i>Zolazepam</i>	24
2.3.4 - <i>Antagonisti delle benzodiazepine</i>	25
§ 2.4 - FENOTIAZINE	25
2.4.1 - <i>Acepromazina</i>	26
§ 2.5 - BUTIRROFENONI	26
2.5.1 - <i>Azaperone</i>	26
§ 2.6 - CICLOESILAMMINE.....	27

2.6.1 - <i>Ketamina</i>	28
2.6.2 - <i>Tiletamina</i>	29
§ 2.7 - ANESTETICI NEUROSTEROIDEI	30
2.7.1 - <i>Alfaxalone</i>	30
§ 2.8 - IALURONIDASI.....	31
CAPITOLO 3 LA TELENARCOSI IN PRATICA.....	32
§ 3.1 - PREPARAZIONE E PROGRAMMAZIONE DELL'INTERVENTO DI TELENARCOSI.....	32
3.1.1 - <i>Gli strumenti</i>	32
3.1.2 - <i>La visita preanestetica a distanza</i>	33
3.1.3 - <i>La scelta del farmaco e del dosaggio</i>	34
3.1.4 - <i>La somministrazione dei farmaci e la fase di induzione</i>	36
3.1.5 - <i>La manipolazione dell'animale immobilizzato</i>	37
§ 3.2 - I PROTOCOLLI FARMACOLOGICI DELLE PRINCIPALI SPECIE ANIMALI OGGETTO DI TELENARCOSI IN ITALIA.....	39
3.2.1 - <i>Cervo (Cervus elaphus)</i>	39
3.2.2 - <i>Daino (Dama dama)</i>	43
3.2.3 - <i>Capriolo (Capreolus capreolus)</i>	47
3.2.4 - <i>Cinghiale (Sus scrofa)</i>	48
3.2.5 - <i>Muflone (Ovis aries musimon)</i>	54
3.2.6 - <i>Stambecco (Capra ibex)</i>	56
3.2.7 - <i>Camoscio (Rupicapra rupicapra)</i>	59
3.2.8 - <i>Lupo (Canis lupus)</i>	62
3.2.9 - <i>Orso (Ursus arctos)</i>	70
3.2.10 - <i>Lince (Lynx lynx)</i>	75
3.2.11 - <i>Tasso (Meles meles)</i>	78
3.2.12 - <i>Volpe (Vulpes vulpes)</i>	81
3.2.13 - <i>Nutria (Myocastor coypus)</i>	85
3.2.14 - <i>Cavallo (Equus ferus caballus)</i>	86
3.2.15 - <i>Bovino (Bos taurus)</i>	89
3.2.16 - <i>Cane (Canis lupus familiaris)</i>	93
3.2.17 - <i>Gatto (Felis catus)</i>	95

<i>3.2.18 - Indicazioni per antagonizzare i farmaci anestetici utilizzati nelle procedure di immobilizzazione.....</i>	<i>97</i>
CONCLUSIONI.....	99
BIBLIOGRAFIA.....	102

Introduzione

La telenarcosi è una tecnica che consiste nella somministrazione a distanza di farmaci anestetici iniettabili agli animali tramite l'utilizzo di appositi strumenti. La telenarcosi trae origine dai metodi di caccia utilizzati già in epoca precolombiana da alcune popolazioni aborigene di varie regioni come Congo e il bacino dell'Amazzonia dove i cacciatori locali erano soliti utilizzare frecce, lance e punte imbevute di paralizzanti neuromuscolari derivanti da fonti animali e vegetali (Bush, 1992). Da qui, a partire dagli anni '50 del 1900 ci furono diversi studi atti ad approfondire lo sviluppo e l'utilizzo di questa tecnica su diverse specie animali, in particolare selvatici, per poi applicare gli stessi strumenti e principi anche su animali domestici come cane e gatto (Crockford et al., 1957; Hall et al., 1953). La telenarcosi ha permesso la realizzazione di interventi medici preventivi e curativi su animali selvatici, il controllo di animali aggressivi e la realizzazione di studi in campo su animali altrimenti difficilmente avvicinabili (Bush, 1992). Il seguente elaborato si pone come obiettivo quello di raccogliere le informazioni riguardanti gli strumenti disponibili e necessari alla realizzazione della procedura ed i farmaci principalmente utilizzati per la narcosi delle varie specie animali considerate. Il primo capitolo tratta in particolare degli strumenti disponibili sul mercato e delle loro principali caratteristiche insieme all'equipaggiamento necessario per realizzare in campo un intervento di telenarcosi. Oltre a ciò, si prende in considerazione la legislazione nazionale che norma l'acquisto, la detenzione e l'utilizzo di questi strumenti. Il secondo capitolo riguarda invece quelli che sono i principali farmaci utilizzati oggi nelle operazioni di telenarcosi e delle loro principali caratteristiche mentre il terzo ed ultimo capitolo si occuperà di presentare quelli che sono i principali protocolli farmacologici utilizzati nelle varie specie animali considerate nell'elaborato, ovvero cervo (*Cervus elaphus*), daino (*Dama dama*), capriolo (*Capreolus capreolus*), cinghiale (*Sus scrofa*), muflone (*Ovis aries musimon*), stambecco (*Capra ibex*), camoscio (*Rupicapra rupicapra*), lupo (*Canis lupus*), orso (*Ursus arctos*), lince (*Lynx lynx*), tasso (*Meles meles*), volpe rossa (*Vulpes vulpes*), nutria (*Myocastor coypus*), cavallo (*Equus ferus caballus*), bovino (*Bos taurus*), cane (*Canis lupus familiaris*) e gatto (*Felis catus*) ma anche delle valutazioni preliminari effettuabili sulle condizioni generali di salute dell'animale e

dell'ambiente in cui ci si trova a dover realizzare la cattura per poter realizzare l'intervento nel modo più sicuro possibile per l'animale e l'operatore.

CAPITOLO 1

Strumentario e Legislazione

§ 1.1 - Strumentario

Gli strumenti necessari per la telenarcosi sono distinguibili principalmente nei seguenti dispositivi: dardi contenenti il farmaco da iniettare e lo strumento vero e proprio necessario alla propulsione del dardo stesso. Visto che la più grande causa di insuccesso nelle operazioni di somministrazione del farmaco è la errata stima della distanza del bersaglio che si traduce in una errata pressione a cui viene somministrato il dardo, si rende necessario anche l'uso di un telemetro e talvolta di un mirino per ridurre la percentuale di insuccesso nella somministrazione (Cracknell, 2013). Per quanto riguarda i sistemi di iniezione a distanza esistono principalmente tre categorie di strumenti distinti in base alla metodica utilizzata per la propulsione del dardo o della siringa:

- manuali
- ad aria compressa
- con polvere da sparo

Nessun sistema è capace di far fronte a tutte le esigenze di ogni specie su cui si deve intervenire per cui la scelta di uno strumento viene presa in base alla taglia dell'animale, la quantità di farmaco da iniettare, la distanza dal bersaglio e, fattore più importante, in base all'esperienza dell'operatore nell'uso di uno strumento piuttosto che un altro (Bush, 1992).

1.1.1 - Strumenti manuali

Gli strumenti manuali comprendono le siringhe inastate (*jabsticks or pole syringes*) e le cerbottane. Le siringhe inastate (Figura 1) sono strumenti costituiti da un prolungamento dello stantuffo della siringa stessa che permette di iniettare farmaci mantenendosi a distanza dall'animale. La distanza di azione dipende dalla lunghezza dell'estensione della siringa, in genere 2 o 3 metri (Cracknell, 2013), ma all'aumentare della lunghezza dell'estensione aumenta anche il peso dello strumento con minore mobilità e minor accuratezza nell'uso dello stesso (Bush, 1992). Alcune modifiche hanno portato ad avere una siringa inastata con un caricamento a molla che permette una più efficace iniezione del farmaco sotto

pressione al contatto dell'ago con l'animale (Kloes & Lang, 1982) o ancora sistemi che prevedono l'uso di siringhe sotto pressione caricate con una soluzione esplosiva di butano che rimangono ancorate ai tessuti dell'animale per l'iniezione completa del farmaco una volta avvenuto il contatto con il bersaglio (Fletcher et al., 1979).



Figura 1 Siringa inastata (o jabstick) in azione (<https://dan-inject.com/Jab-Stick/jabstick.html>)

La cerbottana (Figura 2) è un sistema manuale alternativo a quelli che utilizzano principi esplosivi soprattutto per animali con masse muscolari minori perché assicura un risultato discreto e non traumatico per l'iniezione di farmaci a distanza (Bush, 1992). Il range di azione di questo strumento si aggira intorno ai 10-15 metri ma richiede una esperienza elevata da parte dell'operatore che non è necessaria con sistemi più avanzati e moderni (Nind Fred et al., 2020).



Figura 2 Cerbottane di varie lunghezze (<https://www.telinject.de/en/products/blowpipe/>)

1.1.2 - Strumenti ad aria compressa

I sistemi ad aria compressa comprendono pistole, fucili o ibridi che sfruttano la possibilità di riempire una camera di compressione ad una determinata quantità di gas sotto pressione sfruttato poi per la propulsione del dardo. Il gas utilizzato può essere CO₂ (Figura 3) o una miscela di gas atmosferici pressurizzata tramite pompe automatiche o sistemi manuali a pedale. La pressione dei gas nella camera di compressione è riportata su un manometro ed è scelta in base alla dimensione del dardo ed alla distanza del bersaglio. Il range d'azione di questi strumenti varia da brevi distanze di 5 metri fino ad un massimo di circa 75 metri (Cracknell, 2013).



Figura 3 Arma a CO₂ per telenarcosi (www.dan-inject.com)

1.1.3 - Strumenti a polvere da sparo

I sistemi con polvere da sparo comprendono fucili (Figura 4), pistole o ibridi e sfruttano l'espansione dei gas e la loro pressione derivata dall'esplosione di una cartuccia a salve per la propulsione del dardo. Tramite una porta di ventilazione è possibile ridurre la quantità di gas che espelle il dardo dopo l'esplosione per cui, da una determinata carica di polvere da sparo di una cartuccia, è possibile ridurre la distanza utile di tiro dell'arma. Questi strumenti prevedono il maggior range di utilizzo di tutti e possono arrivare ad una distanza utile di 40-100 metri (Cracknell, 2013).



Figura 4 Arma a polvere da sparo per telenarcosi (<https://cap-chur.com/product/cap-chur-ss-cartridge-fired-rifle-2/>)

1.1.4 - Dardi

I dardi utilizzati per la telenarcosi si distinguono in due gruppi che differiscono principalmente per la metodologia con la quale viene spinto lo stantuffo della siringa per l'iniezione del farmaco una volta che il dardo entra in contatto con l'animale (Nind Fred et al., 2020):

- dardi ad aria compressa (Figura 5)
- dardi a carica esplosiva (Figura 6)

Le principali componenti del dardo sono: una camera contenente il farmaco da somministrare, una camera posteriore dove è alloggiata la carica esplosiva o i gas sotto pressione, uno stantuffo per l'emissione del farmaco, un ago e uno stabilizzatore.

I dardi ad aria compressa hanno una camera d'aria dietro allo stantuffo con una valvola ad una via che permette il caricamento di aria nella camera quando il dardo è pronto all'uso, l'ago ha fori sul lato coperti da un manicotto che al contatto con il bersaglio scivola posteriormente liberando i fori e permettendo al farmaco sotto pressione di fuoriuscire spinto dall'aria sottopressione presente nella camera posteriore (Cracknell, 2013).

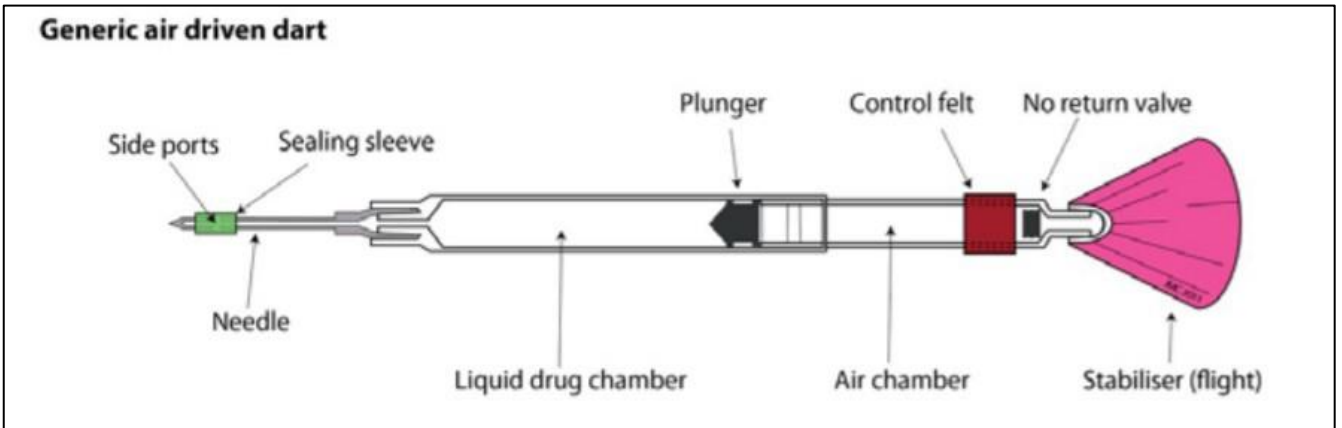


Figura 5 Dardo ad aria compressa (Nind Fred et al., 2020)

I dardi a carica esplosiva sono caratterizzati dalla presenza di una carica in una camera metallica posteriormente allo stantuffo. La presenza di una molla a bassa tensione permette di separare il percussore dalla carica fino a che la forza dell'impatto non supera la tensione della molla permettendo al percussore di detonare la carica (Bush, 1992).

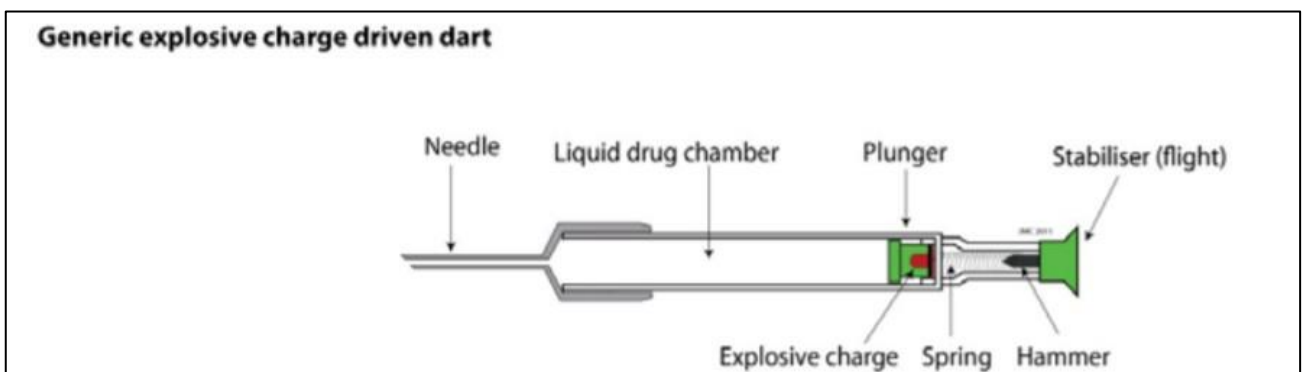


Figura 6 Dardo a carica esplosiva (Nind Fred et al., 2020)

Soluzioni alternative prevedono l'uso di reazioni chimiche come soda e acido nella camera posteriore per la propulsione dello stantuffo (Harthoorn, 1965; Talbot, 1960). Alcuni ricercatori sfruttarono anche un sistema in cui la spinta allo stantuffo era data da una reazione chimica tra bicarbonato e acido, entrambi liquidi per accelerare la reazione, nella camera posteriore del dardo (Pienaar, 1968).

Gli aghi (Figura 7) sono disponibili con diverse caratteristiche di diametro, lunghezza e design; infatti, esistono aghi lisci, con colletto o barbigli e con fori sull'apice o sui lati (Bush, 1992).



Figura 7 Diversi tipi di ago (Cracknell, 2013)

La scelta della lunghezza dell'ago è effettuata in base allo spessore della cute dell'animale bersaglio; il diametro è deciso in base alla viscosità del farmaco, alla velocità di iniezione e alla possibilità che si pieghi; il design si sceglie in base alla necessità di avere un ago che rimanga ancorato al bersaglio o meno. Tuttavia, nella scelta dell'ago, un fattore fondamentale rimane l'esperienza personale e la compatibilità con lo strumento che si sta utilizzando per un determinato intervento di telenarcosi (Cracknell, 2013).

§ 1.2 - Legislazione

In Italia la legge prevede che gli strumenti a polvere da sparo e ad aria compressa utilizzate per le operazioni di telenarcosi siano classificate come “armi comuni da sparo” (Norme Integrative Della Disciplina Vigente per Il Controllo Delle Armi, Delle Munizioni e Degli Esplosivi, 1975) per cui devono essere acquistate, detenute, trasportate e portate secondo precise indicazioni di legge e si rende necessario il possesso di un porto d'armi per uso sportivo o per difesa personale o uso caccia o un nulla osta del questore (Testo Unico Delle Leggi Di Pubblica Sicurezza, 1931). Al momento, però, il porto d'armi ad uso caccia è l'unico che

consente acquisto, detenzione, trasporto e, in particolare, il porto delle armi narcotizzanti e, quindi, l'immediata disponibilità all'uso.

Per quanto riguarda gli strumenti manuali come cerbottane o siringhe inastate sono considerate dalla legge armi improprie, atte ad offendere (Norme Integrative Della Disciplina Vigente per Il Controllo Delle Armi, Delle Munizioni e Degli Esplosivi, 1975) che possono essere liberamente acquistate ma trasportate solo per giustificato motivo in caso di necessità (Testo Unico Delle Leggi Di Pubblica Sicurezza, 1931). Quindi, l'utilizzo di cerbottane e siringhe inastate è possibile per ogni medico veterinario.

CAPITOLO 2

Farmacologia degli anestetici

§ 2.1 - Farmaci oppioidi

Gli oppioidi sono una categoria farmacologica che comprende tutte quelle molecole naturali o sintetiche derivate dall'oppio, ovvero dal succo purificato di *Papaverum somniferum*. Nell'organismo sono riconosciuti principalmente tre tipi di recettori con i quali possono legarsi i farmaci oppioidi: μ (mu), δ (delta) e κ (kappa) (Harrison et al., 1998). La classificazione dei farmaci oppioidi si basa sulla selettività recettoriale. Esistono infatti farmaci agonisti puri i cui effetti sono dose-dipendente fino al raggiungimento del livello di stimolazione recettoriale massimo, agonisti parziali che hanno effetti dose-dipendente ma con un plateau degli effetti che è inferiore rispetto a quelli degli agonisti puri. Gli antagonisti invece si legano ai recettori degli oppioidi con alta affinità non producendo effetti ma impedendo il legame dei farmaci agonisti bloccandone l'azione (KuKanich & Wiese, 2015).

I recettori sono localizzati in tutto il corpo inclusi encefalo, midollo spinale, chemoreceptor trigger zone, tratto gastrointestinale, sinovie, tratto urinario, leucociti e utero, ed è per questo facile osservare effetti sistemici con la somministrazione di oppioidi (KuKanich & Wiese, 2015).

Il loro utilizzo è avvantaggiato dal fatto che sono semplici da somministrare in quanto non richiedono elevate quantità vista l'elevata potenza di alcuni oppioidi, hanno un alto indice terapeutico e la loro azione è contrastabile dall'uso di antagonisti (Williams & Riedesel, 1987).

I farmaci oppioidi sono assorbiti per via sottocutanea (SC), intramuscolare (IM), intravenosa (IV) e *per os* (PO) anche se per questa ultima via subiscono il metabolismo di primo passaggio con una successiva minor biodisponibilità della molecola (KuKanich & Wiese, 2015). Una volta somministrati vengono subito assorbiti da plasma e tessuti a maggior perfusione sanguigna (es. encefalo, fegato, rene) dove raggiungono l'equilibrio di concentrazione tra i vari organi per poi subire una perdita di efficacia a causa del metabolismo epatico e una ulteriore distribuzione verso i tessuti meno vascolarizzati (es. muscoli e tessuto adiposo) (KuKanich & Wiese, 2015). Il metabolismo delle molecole oppioidi avviene a

livello epatico e l'eliminazione per via renale o in minima parte per via biliare nelle feci (Dobbs et al., 1970; Haigh, 1990).

I recettori degli oppioidi sono associati a proteine G e quando attivati da un ligando sono in grado di inibire sia a livello presinaptico che postsinaptico la trasmissione degli impulsi sensitivi tramite un'inibizione dei canali del Ca^{2+} , del Na^+ e un aumento della fuoriuscita del K^+ dalle cellule che si traduce in una aumentata soglia di attivazione per la trasmissione dell'impulso sensitivo ed effetto analgesico (Amato, 2012; KuKanich & Wiese, 2015; Zöllner & Stein, 2006). Le sostanze oppioidi hanno un effetto sedativo dose-dipendente che può essere aumentato quando somministrate in combinazione con altri farmaci sedativi (KuKanich & Wiese, 2015) mentre in alcune specie come gatto e cavallo si possono verificare effetti eccitatori (Combie et al., 1979; Sturtevant & Drill, 1957). Altri effetti provocati dai farmaci oppioidi sono la depressione respiratoria dose-dipendente (KuKanich & Wiese, 2015), depressione del centro della tosse a livello di bulbo encefalico (Boudreau et al., 2012; Westermann et al., 2005), effetto antiemetico o emetico a seconda della dose, del farmaco e della modalità di somministrazione (la via di somministrazione intramuscolare o sottocutanea sembra aumentare la possibilità di emesi rispetto alla via intravenosa) (Robertson et al., 2009), riduzione della motilità gastrointestinale e delle secrezioni gastriche (KuKanich & Wiese, 2015). La temperatura corporea subisce cambiamenti specie-specifici e in particolari negli animali selvatici è comune avere fenomeni di ipertermia dovuti allo stress generato dalla cattura e dalle alte dosi di farmaci usati per l'immobilizzazione rispetto a quelli usati per la semplice analgesia (Meyer et al., 2008). Il sistema cardiovascolare negli animali viene poco influenzato dagli oppioidi (Grimm et al., 2005; Guedes et al., 2007) e in alcuni casi in cui si verifica bradicardia il trattamento con un antimuscarinico ristabilisce la frequenza e l'output cardiaco (Ilkiw et al., 1994).

2.1.1 - Etorfina

L'etorfina è un oppioide semisintetico non selettivo derivato dalla morfina, gli effetti si manifestano in circa 5-15 minuti se somministrato IM (Fowler & Mikota, 2008). Il farmaco e i suoi effetti sono facilmente antagonizzabili (Miller & Will, 1976). Tra gli effetti avversi si possono verificare depressione del respiro, del riflesso della tosse e diminuita motilità gastrica con rischio timpanismo nei ruminanti (Alford et al., 1974a). Nella somministrazione di etorfina è preferibile

utilizzare i dosaggi minimi consigliati per evitare un sovradosaggio del farmaco che può causare ipereccitabilità, iperventilazione e severa alcalosi (Alford et al., 1974a).

2.1.2 - Fentanyl

Il fentanyl è un derivato sintetico della morfina, agonista oppioide puro con azione sui recettori μ , il periodo di induzione è atraumatico e tranquillo nella maggior parte delle specie (Jensen, 1982), il tempo d'azione, se somministrato per via intramuscolare (IM), è rapido con decubito dell'animale in meno di 10 minuti; gli effetti collaterali sono facilmente contrastabili dagli antagonisti, e se usato in associazione con altri sedativi il periodo di induzione si abbrevia ulteriormente e la depressione respiratoria si minimizza (Jensen, 1982). Il farmaco ha un alto indice terapeutico e un ampio margine di sicurezza (Gardocki & Yelnosky, 1964) e la sua elevata potenza d'azione ne permette l'utilizzo in piccole quantità adeguate alla somministrazione con i dardi (Jensen, 1982).

2.1.3 - Carfentanyl

Il carfentanyl è un oppioide sintetico derivato dal fentanyl, è il più potente oppioide conosciuto. In uno studio condotto dal 1979 al 1982 è stato utilizzato per narcotizzare circa 238 animali di 33 specie diverse e tra gli effetti collaterali più frequenti sono stati osservati eccitamento durante il periodo di induzione (soprattutto negli ungulati), opistotono, rigidità muscolare e tachipnea (per depressione respiratoria dose-dipendente) (Wiensner et al., 1984). Gli effetti avversi osservati nelle varie specie porta a pensare che siano dovuti a reazioni idiosincratiche individuali nei confronti del carfentanyl e possono essere limitati associando la xylazina al carfentanyl per poterne ridurre la dose (Wiensner et al., 1984). Gli effetti del carfentanyl sono contrastabili somministrando gli antagonisti degli oppioidi con una successiva ripresa dell'animale in pochi secondi o fino ad un massimo di 5 minuti dopo la somministrazione intravenosa (IV) (Wiensner et al., 1984).

2.1.4 - Thiafentanil

Il thiafentanil è un oppioide di sintesi derivato dal fentanyl, utilizzato in sostituzione del carfentanyl per i vantaggi che ha rispetto a quest'ultimo. Il thiafentanil offre una minor durata d'azione rispetto al carfentanyl pur essendo

solo leggermente meno potente (Janssen et al., 1991; Stanley et al., 1988). L'indice terapeutico del thiafentanil in una prova di laboratorio è risultato essere circa 4 volte superiore rispetto al carfentanyl (Stanley et al., 1988). Gli ungulati sedati con basse dosi di thiafentanil possono manifestare rigidità muscolare che può aggravare le difficoltà respiratorie o la manipolazione dell'animale ma che può essere risolta associando il thiafentanil alla xylazina (Kreeger et al., 2001) o somministrando dosi maggiori di thiafentanil (Wolfe et al., 2004). Se somministrato IM, l'effetto si manifesta con decubito sternale in circa 3 minuti negli alci (*Alces alces*). Una volta somministrato l'antagonista (metà IV e metà IM) l'alce si regge in piedi dopo circa 1,5 minuti e cammina dopo circa 3 minuti (Barros et al., 2018).

Come tutti gli oppioidi manifesta una depressione dose-dipendente del respiro a livello centrale con una soppressione della risposta ventilatoria dei chemorecettori periferici all'ipossia e all'ipercapnia (McCrimmon & Alheid, 2003; Pattinson, 2008).

2.1.5 - Butorfanolo

Il butorfanolo è un farmaco oppioide con effetto antagonista o agonista parziale sui recettori μ ed azione agonista sui recettori κ . Il farmaco può essere somministrato per os, per via IM e IV. Il butorfanolo ha effetti analgesici per dolore di lieve o moderata entità ma nell'uso a tale scopo deve essere considerata la sua breve durata d'azione e la sua efficacia limitata (KuKanich & Wiese, 2015). Il farmaco ha effetti di abbassamento della sensibilità alla soglia di CO_2 a livello di sistema nervoso centrale ma senza depressione del centro del respiro a differenza degli altri farmaci agonisti oppioidi. Il butorfanolo può causare una diminuzione della frequenza cardiaca a causa dell'incremento del tono parasimpatico e una moderata diminuzione della pressione sanguigna arteriosa (Plumb, 2018). Ha effetti antitussivi e di riduzione della motilità gastrointestinale, come tutti gli oppioidi provoca sedazione ed è meno predisposto a causare disforia ed eccitamento in cane e gatto alle dosi cliniche rispetto ad oppioidi agonisti pieni su recettori μ (Lascelles & Robertson, 2004; Plumb, 2018).

2.1.6 - Antagonisti oppioidi

Il grande vantaggio dei farmaci oppioidi, oltre alla disponibilità di numerose molecole, è la possibilità di antagonizzare i loro effetti tramite farmaci antagonisti (Haigh, 1990).

Con l'uso degli antagonisti è importante considerare il rischio rinarcoitizzazione (*o recycling*) ovvero la possibilità concreta che, dopo aver somministrato un antagonista oppioide in dosi non adeguate o farmaci con una durata d'azione troppo breve, in un periodo variabile da 2 h fino a 72 h dopo l'immobilizzazione, si manifesti una ricomparsa dei sintomi tipici della narcosi (eccitamento, atassia o profonda sedazione con decubito dell'animale fino al rischio ipertermia) (Allen, 1989; Haigh, 1982, 1990).

La diprenorfina è un antagonista oppioide parziale: se è usato a basse dosi antagonizza gli effetti degli oppioidi mentre ad alte dosi o se viene ripetuta la sua somministrazione ha effetto di agonista sui recettori oppioidi. La diprenorfina è divenuta il farmaco di scelta per contrastare gli effetti dell'etorfina (Alford et al., 1974b) ed è somministrabile IV o IM in rapporto di 2-2,5 rispetto all'etorfina (Burroughs et al., 2012).

Il naloxone è un oppioide antagonista puro con azione principalmente sui recettori μ . Il farmaco è indicato per contrastare tutti gli effetti dei farmaci oppioidi ma ha una breve durata d'azione per cui la somministrazione deve essere ripetuta ogni 1-2 minuti IM, IV o con protocollo misto (Haigh, 1991) partendo dal dosaggio minimo fino al raggiungimento degli effetti desiderati (aumento frequenza respiratoria, cessazione disforia) ma senza superare la dose massima consigliata (KuKanich & Wiese, 2015).

Il naltrexone è un oppioide antagonista su tutti i recettori per gli oppioidi con una durata d'azione doppia rispetto al naloxone (Gonzalez & Brogden, 1988; KuKanich & Wiese, 2015) e per questo risulta essere il farmaco antagonista oppioide indicato negli animali selvatici o dove la somministrazione dell'antagonista non può essere ripetuta (KuKanich & Wiese, 2015). Può essere somministrato IV o IM (N. A. Caulkett & Arnemo, 2007).

§ 2.2 - Alpha-2 agonisti

I farmaci α_2 -agonisti sono una categoria di molecole che agiscono a livello di recettori α_2 -adrenergici pre e post-sinaptici. L'uso di queste molecole è ampiamente diffuso grazie ai loro buoni effetti sedativi, miorilassanti ed analgesici associati a scarsi effetti respiratori (Williams & Riedesel, 1987). Anche la disponibilità di farmaci antagonisti che ne contrastano gli effetti li rende una buona scelta per l'utilizzo nei vari protocolli anestesiológicos (Rankin, 2015). I farmaci agonisti utilizzati oggi hanno anche effetto più o meno marcato, a seconda della selettività della molecola somministrata, sui recettori α_1 responsabili di eccitazione e aumento dell'attività motoria negli animali (Rankin, 2015). I recettori α_2 -adrenergici sono diffusi ampiamente nell'organismo provocando così una serie di effetti sistemici, talvolta indesiderati, quando si somministra un farmaco α_2 -agonista. I recettori α_2 -adrenergici sono suddivisibili in tre sottotipi: α_{2a} localizzati nella corteccia cerebrale e tronco encefalico responsabili di analgesia soprasspinale, sedazione, bradicardia e ipotensione, α_{2b} localizzati nel midollo spinale e nell'endotelio dei vasi responsabili di analgesia spinale, vasocostrizione e bradicardia mediata perifericamente ed infine i sottotipi α_{2c} che sono situati nel midollo spinale responsabili di analgesia e termoregolazione (Rankin, 2015).

I recettori α_2 -adrenergici sono localizzati nel sistema nervoso sia a livello presinaptico che postsinaptico e in numerosi altri tessuti accoppiati alla proteina G (inibitoria) che conduce ad un aumento dei livelli di cAMP (AMP ciclico) nella cellula, la quale si iperpolarizza con una successiva ridotta risposta agli impulsi eccitatori (Paddleford & Harvey, 1999). I recettori α_2 -adrenergici sono anche responsabili del diminuito rilascio di noradrenalina nell'organismo (effetto mediato da autorecettori) (Hayashi & Maze, 1993).

I farmaci α_2 -agonisti a livello di sistema nervoso centrale provocano sedazione, agendo a livello di locus coeruleus, per rallentamento della frequenza degli impulsi motori verso la corteccia cerebrale (Rankin, 2015), analgesia per azione su eterorecettori nel corno dorsale del midollo spinale e autorecettori a livello cerebrale che modulano la trasmissione dell'impulso nocicettivo (Lemke, 2004b) e miorilassamento per inibizione dell'interneurone inibitorio a livello di midollo spinale (Paddleford & Harvey, 1999). A livello cardiocircolatorio si distingue una prima fase di effetti dopo la somministrazione di questi farmaci in cui si verifica

vasocostrizione periferica e bradicardia riflessa ed un secondo momento caratterizzato da decremento del tono simpatico a livello centrale con conseguente diminuita frequenza cardiaca e ipotensione (Lemke, 2004a; Rankin, 2015). Gli effetti cardiovascolari periferici sono maggiori se il farmaco è somministrato IV ad alte dosi rispetto alla via IM (Klide et al., 1975).

A livello respiratorio non si hanno particolari variazioni se non una diminuita frequenza respiratoria ma senza effetti apprezzabili sui valori dei gas sanguigni (Lemke, 2004a). Occorre però prestare attenzione nel caso di ruminanti dove l'uso di α_2 agonisti può provocare ipossiemia a causa del timpanismo ruminale associato al decubito dorsale o laterale che porta i visceri a comprimere il diaframma con conseguente ipoventilazione, atelettasia, alterazione del flusso sanguigno regionale e della ventilazione generale dell'animale (Read, 2003). In uno studio condotto sulle pecore (Celly et al., 1999) è stato osservato che la popolazione cellulare di macrofagi polmonari intravascolari (PIM) tipica dei ruminanti può essere attivata dai farmaci α_2 -agonisti tramite recettori adrenergici presenti su di essi con successivo rilascio di citochine e acido arachidonico che danneggiano l'endotelio vasale provocando passaggio di fluidi e proteine negli alveoli con conseguente ipossiemia, emorragie polmonari ed edema. Questi effetti sono in genere ben tollerati nei soggetti sani mentre possono condurre a morte i soggetti già compromessi (Celly et al., 1999). La somministrazione di ossigeno nei ruminanti selvatici anestetizzati dovrebbe aiutare a superare l'edema polmonare ed a compensare la successiva ipoventilazione (Read, 2003).

A livello enterico si verifica rallentamento della motilità e allungamento dei tempi di svuotamento gastrico (Rankin, 2015) con possibilità di vomito soprattutto in cani e gatti (Lemke, 2004a).

In genere i farmaci α_2 -agonisti sono utilizzati in associazione con altre molecole perché se utilizzati da soli non sono in grado di indurre una anestesia generale dell'animale (Chinnadurai et al., 2016).

2.2.1 - Xylazina

La xylazina è la molecola meno selettiva per i recettori α_2 tra i farmaci α_2 -agonisti per cui agendo anche su recettori α_1 può indurre rigidità muscolare e/o eccitazione paradossa soprattutto in caso di somministrazione intrarteriosa accidentale (Rankin, 2015). Il farmaco è somministrabile sia per via IV (onset d'azione in 5 minuti circa) che IM (onset d'azione in 15 minuti circa) con effetto sedativo ed

analgesico per circa 30-60 minuti (Garcia-Villar et al., 1981). La somministrazione di xylazina produce bradicardia e ipotensione nelle varie specie. La frequenza respiratoria diminuisce ma senza alterazione nei valori dei gas respiratori e del pH alle dosi cliniche del farmaco (Rankin, 2015). Occorre prestare particolare attenzione nella somministrazione di xylazina ai ruminanti, in particolare alle pecore, per via della loro particolare sensibilità al farmaco a causa della loro particolare popolazione macrofagica polmonare ricordata precedentemente (Celly et al., 1999). La xylazina può provocare emesi, reflusso gastrico e diminuita motilità prestomacale, stomacale e intestinale. La xylazina ha anche effetti a livello di apparato riproduttivo con aumento del tono miometriale, aumento della pressione intrauterina (LeBlanc et al., 1984) e riduzione dell'afflusso di ossigeno all'utero (Hodgson et al., 2002). La scelta di utilizzo di questa molecola negli animali gravidi viene fatta in base ad una valutazione rischi-benefici per la madre e il feto ed in base alla disponibilità di altre molecole sedative (Rankin, 2015). A livello renale aumenta la produzione urinaria accompagnata da un calo dell'osmolarità e del peso specifico delle urine (Thurmon et al., 1978).

2.2.2 - Detomidina

La detomidina è principalmente usata nel cavallo, ha una affinità per i recettori α_2 circa 100 volte superiore alla xylazina (Schwartz & Clark, 1998). Somministrabile sia IV che IM, richiede dosi inferiori di farmaco rispetto alla xylazina per avere un livello di sedazione simile (Rankin, 2015). Gli effetti avversi sono sovrapponibili a quelli tipici dei farmaci α_2 agonisti come bradicardia e ipotensione dose-dipendente, leggera depressione respiratoria e aumento della pressione intrauterina ma con una durata d'azione inferiore rispetto alla xylazina (Walsh & Wilson, 2002) ad eccezione del cavallo dove la durata d'azione analgesica e sedativa del farmaco è superiore (England et al., 1992). Altro vantaggio oltre alla minor durata degli effetti avversi rispetto alla xylazina è data dal fatto che la detomidina tende ad aumentare meno il tono del miometrio negli animali (Clarke et al., 2014).

2.2.3 - Medetomidina

La medetomidina è il farmaco α_2 agonista con maggiore affinità per i recettori α_2 tra quelli disponibili (Rankin, 2015). La molecola è molto utilizzata in combinazione con la ketamina nelle specie selvatiche (Clarke et al., 2014) ed è

21

utilizzabile anche in associazione ai farmaci oppioidi (Kock et al., 2006). La farmacocinetica e gli effetti avversi sono sovrapponibili a quelli degli altri farmaci α_2 agonisti come bradicardia, ipotensione, leggera ipossiemia, riduzione dell'output cardiaco e possibili alterazioni nella conduzione elettrica cardiaca (Murrell & Hellebrekers, 2005).

2.2.4 - Dexmedetomidina

La dexmedetomidina è l'isomero destrogiro della medetomidina che contiene solo la parte farmacologicamente attiva di quest'ultima, responsabile degli effetti clinici: sedazione, analgesia, miorilassamento (Costa & Interlandi, 2013). Gli effetti cardiopolmonari della dexmedetomidina sono simili a quelli degli altri α_2 -agonisti: diminuiscono la frequenza cardiaca e l'output cardiaco e cresce la resistenza vascolare sistemica per poi diminuire quando gli effetti simpaticolitici predominano (Rankin, 2015). Come per gli altri farmaci α_2 -agonisti, la somministrazione di dexmedetomidina provoca un incremento nel livello plasmatico di glucosio (Restitutti et al., 2012). La molecola è spesso utilizzata in associazione a farmaci oppioidi per aumentare l'effetto analgesico e richiede dosi minori rispetto alla medetomidina visto la presenza della sola forma farmacologicamente attiva (Rankin, 2015).

2.2.5 - Alpha-2 antagonisti

La yohimibina è una delle prime molecole utilizzate per contrastare gli effetti della xylazina pur avendo meno selettività rispetto all'atipamezolo (Hsu, 1983). Può essere somministrata sia IV (lentamente) che IM e ha effetti anche sui recettori GABA, serotoninergici e dopaminergici (Paddleford & Harvey, 1999).

L'atipamezolo ha sostituito la yohimibina come antagonista dei farmaci α_2 agonisti sia per via della sua maggiore selettività nei confronti dei recettori α_2 che per il maggior utilizzo odierno di molecole sempre più specifiche come detomidina e medetomidina. In genere la dose di atipamezolo da somministrare è di circa 4-6 volte quella di medetomidina utilizzata (Paddleford & Harvey, 1999) e deve essere somministrata preferibilmente IM perché se somministrata IV può provocare severa ipotensione che può risultare letale per i soggetti fragili o con patologie in atto che non sono in grado di reagire con un aumento compensatorio della frequenza cardiaca (Rankin, 2015). Nei casi in cui si verifica incompleta reversione della sintomatologia sedativa nonostante una adeguata quantità di

farmaco antagonista somministrata IM è possibile che sia dovuto ad una vasocostrizione locale nel muscolo di iniezione con un diminuito assorbimento del farmaco ed è consigliato attendere un aumento nella frequenza cardiaca dell'animale per poi somministrare IV una quota addizionale di antagonista per ottenere una completa reversione del farmaco sedativo (Rankin, 2015).

§ 2.3 - Benzodiazepine

Le benzodiazepine sono una categoria di farmaci tranquillanti che agiscono a livello di sistema nervoso con effetto ansiolitico, miorilassante e anticonvulsivante (Greene, 2001). Il sito d'azione di queste molecole è il recettore GABA_A localizzato a livello di sistema nervoso centrale dove viene aumentata l'affinità di questo recettore con il suo ligando (acido γ -amminobutirrico) che aumenta la conduttanza del cloro nella cellula con iperpolarizzazione della membrana cellulare nervosa e riduzione della trasmissione dell'impulso (Greene, 2001). Le benzodiazepine agiscono anche sui recettori dopaminergici bloccandoli con effetto calmante, antipsicotico e antiemetico (Clarke et al., 2014). Questi farmaci sono somministrabili per via IV, IM e per os (Rankin, 2015) (per questa ultima via la biodisponibilità del midazolam è influenzata dal pH intestinale) (Hellyer et al., 2001), sono assorbiti entrando nel circolo sanguigno per essere poi metabolizzati a livello epatico con la formazione di metaboliti più o meno attivi che ne modificano la durata degli effetti e sono eliminati con le urine (Greene, 2001). Le benzodiazepine sono in genere sfruttate come anticonvulsivanti e miorilassanti perchè il loro effetto sedativo è scarso e devono essere associate ad altri farmaci se si vogliono sfruttare per questo scopo (Greene, 2001). Gli effetti avversi sull'organismo da parte delle benzodiazepine sono scarsi, in particolare si possono verificare eccitazione e agitazione nel gatto (Biermann et al., 2012) mentre a livello di sistema cardiovascolare si può verificare una transitoria e lieve ipotensione, l'output cardiaco può sensibilmente ridursi ma con un aumento della frequenza cardiaca. Gli effetti a livello respiratorio sono trascurabili ma se usati in associazione con altri farmaci che provocano depressione respiratoria può esserne aggravato l'effetto. In alcuni casi se i livelli plasmatici raggiungono

concentrazioni elevate possono verificarsi atassia, sonnolenza, ipoventilazione e altri effetti neurologici (Greene, 2001).

2.3.1 - Diazepam

Il diazepam è una delle benzodiazepine più utilizzate in medicina veterinaria, è poco solubile in acqua per cui è preparato in una soluzione con etanolo e glicole propilenico per aumentarne la solubilità che può causare dolore al momento dell'iniezione ed emolisi (Rankin, 2015). La biodisponibilità, se somministrato IM, può essere variabile e imprecisa (Greene, 2001), il farmaco è fotosensibile (si degrada) e se conservato in un contenitore di plastica per un lungo periodo si lega ad essa (Baraldi et al., 2000). Il tempo di dimezzamento è di circa 21-37 ore e somministrazioni ripetute in un breve lasso di tempo possono portare ad alte concentrazioni plasmatiche del farmaco con aggravamento degli effetti collaterali (Greene, 2001).

2.3.2 - Midazolam

Il midazolam è una benzodiazepina solubile in acqua che non richiede la preparazione in una soluzione non avendo così gli effetti collaterali del glicole propilenico e avendo anche un più rapido e costante assorbimento se somministrato IM (Rankin, 2015). Il farmaco è più potente del diazepam ma con una minor durata d'azione (tempo di dimezzamento di circa 1-4 ore) (Greene, 2001). Gli effetti cardiovascolari del farmaco sono minimi ma con effetto calmante e buon rilassamento muscolare (Greene, 2001). Anche questo farmaco è fotosensibile e va incontro a degradazione se conservato alla esposizione diretta della luce (Rankin, 2015).

2.3.3 - Zolazepam

Lo zolazepam è una benzodiazepina venduta esclusivamente in una miscela in rapporto 1:1 con la tiletamina, una cicloesamina che verrà descritta nel relativo paragrafo. L'obiettivo era quello di ottenere un farmaco che inducesse una neuroleptoanalgesia senza gli effetti avversi di uno o dell'altro farmaco che si potrebbero manifestare se dovessero essere utilizzati da soli (H. C. Lin et al., 1993).

2.3.4 - Antagonisti delle benzodiazepine

Il flumazenil è un farmaco antagonista delle benzodiazepine utilizzato sia per contrastarne gli effetti avversi in caso di sovradosaggio (il farmaco, infatti, ha effetto antagonista per quanto riguarda la depressione del sistema nervoso centrale e la depressione respiratoria da benzodiazepine) sia per eliminarne gli effetti sedativi e tranquillizzanti al termine delle procedure mediche effettuate (Votey et al., 1991).

§ 2.4 - Fenotiazine

Le fenotiazine sono una categoria di farmaci tranquillanti privi di attività analgesica con azione su una diversa gamma di recettori come quelli adrenergici, muscarinici, dopaminergici, serotoninergici e istaminici (Rankin, 2015). L'effetto tranquillante delle fenotiazine è quello più ricercato nell'utilizzo di questo farmaco ed è dovuto principalmente all'azione della molecola sui recettori dopaminergici, in particolare i recettori D2. Questi recettori sono situati a livello pre e post-sinaptico accoppiati a proteina G, e sono bloccati dal farmaco fenotiazinico con calo nella produzione di cAMP e nell'attività dell'adenilato ciclasi con conseguente blocco alla conduttanza del calcio e del potassio a livello post-sinaptico che si traduce in una minor depolarizzazione cellulare (Rankin, 2015). Anche l'azione di blocco sui recettori α_1 -adrenergici, muscarinici e istaminici (H1) potrebbero avere un ruolo nella sedazione (Rankin, 2015). I principali effetti delle fenotiazine sull'organismo sono un'ipotensione dose-dipendente a causa della depressione del centro vasomotore a livello centrale e dell'azione da antagonista sui recettori α_1 -adrenergici che provoca rilassamento nella muscolatura dei vasi sanguigni (Rankin, 2015): questo si verifica soprattutto nei pazienti con ipovolemia relativa o vera (Greene, 2001). Sempre l'azione di antagonismo sui recettori α_1 -adrenergici provoca depressione del centro termoregolatore con ipotermia (Rankin, 2015), effetto antiemetico e antiaritmico (grazie all'azione anche sui recettori dopaminergici), tranquillizzazione e miorilassamento (Greene, 2001). Le fenotiazine non provocano alterazioni nella ventilazione del paziente ma possono aggravare la depressione respiratoria di altri farmaci somministrati in concomitanza (Greene, 2001). Nello stallone si può verificare prolasso del pene transitorio o permanente (Greene, 2001). Se

sovradosati questi farmaci possono portare a segni extrapiramidali come rigidità, tremori e spasticità (Greene, 2001).

2.4.1 - Acepromazina

L'acepromazina è la fenotiazina più utilizzata in medicina veterinaria. Può essere somministrata per via IV, IM, sottocutanea e per os (Greene, 2001). Il farmaco non ha effetto analgesico ma è sfruttato principalmente per il suo effetto miorilassante, se somministrato in associazione con un oppioide è in grado di produrre uno stato di neuroleptoanalgesia ovvero sedazione e analgesia (Rankin, 2015). L'impatto emodinamico dell'acepromazina è altamente variabile: il volume di eiezione, l'output cardiaco e la pressione sanguigna arteriosa possono diminuire del 20-30% nei cani (Stepien et al., 1995) mentre nei cavalli si può verificare una diminuzione del 20-30% nella pressione aortica e del 10-15% nell'output cardiaco (W. W. Muir et al., 1979). Gli effetti a livello di funzionalità polmonare sono minimi: la frequenza respiratoria spesso diminuisce ma i gas sanguigni e il pH non ne risentono per aumento del volume tidalico che provvede a mantenere una adeguata ventilazione per minuto (W. W. Muir et al., 1979; Popovic et al., 1972). L'acepromazina può portare a modificazioni emodinamiche come diminuzione dell'ematocrito e ad una diminuzione dell'aggregazione piastrinica a causa dell'ingorgo splenico ad opera del blocco dei recettori α_1 -adrenergici (Lang et al., 1979; Leise et al., 2007).

§ 2.5 - Butirrofenoni

I butirrofenoni sono una categoria di molecole tranquillanti usate principalmente nei suini ma anche per la tranquillizzazione e la cattura di diverse specie selvatiche. I butirrofenoni come classe di molecole hanno effetti tranquillanti (il risultato può essere inferiore rispetto alle fenotiazine), di riduzione dell'attività motoria e antiemetici (Plumb, 2018). I farmaci agiscono a livello di sistema nervoso centrale con effetto inibitorio sul rilascio e azione delle catecolammine (dopamina e norepinefrina) (Plumb, 2018).

2.5.1 - Azaperone

L'azaperone è il butirrofenone più utilizzato in medicina veterinaria. Il suo utilizzo è riconosciuto principalmente negli allevamenti suini per ridurre l'aggressività intraspecifica nel momento della formazione dei nuovi gruppi di

animali ma il suo utilizzo è riconosciuto anche nella cattura delle specie selvatiche (Plumb, 2018). Il farmaco può essere somministrato IM, sottocute o IV anche se quest'ultima via è sconsigliata perché può produrre eccessiva vasodilatazione con ipotensione o indurre una fase eccitatoria nei suinetti. Se somministrato per via IM ha un rapido onset d'azione di circa 5-10 minuti, con un picco a 30 minuti e una durata d'azione di circa 3 ore nei suini (Plumb, 2018). Il farmaco ha azione tranquillante, riduce l'attività motoria, ha azione antiemetica, minima o assente depressione respiratoria e minimo effetto analgesico, non sufficiente da giustificare l'utilizzo a tale scopo (Plumb, 2018). A livello cardiovascolare è stato osservato nei cavalli una ipotensione di circa 4 ore compensata solo inizialmente da un aumento della frequenza cardiaca (Lees & Serrano, 1976). A livello ematico è stata osservata, sempre nei cavalli, una riduzione transitoria del livello di emoglobina nel sangue e dell'ematocrito (Lees & Serrano, 1976). Occorre prestare attenzione se utilizzato in associazione ad altri farmaci depressivi del sistema nervoso centrale (oppioidi, barbiturici, anestetici) perché questa potrebbe essere ulteriormente accentuata (Plumb, 2018).

§ 2.6 - Cicloesilammine

Il gruppo delle cicloesilammine è conosciuto anche come quello degli “anestetici dissociativi” perché provocano una dissociazione del sistema limbico e corticale con una alterazione della coscienza del soggetto (Reich & Silvey, 1989). La ketamina e la tiletamina sono i due principali anestetici dissociativi utilizzati in medicina veterinaria. Queste molecole agiscono come antagonisti non competitivi a livello di recettori NMDA impedendone il legame con il glutammato, un neurotrasmettitore eccitatorio, provocando così depressione dei sistemi talamo-corticale, limbico e reticolare attivatore (Berry, 2015). Gli anestetici dissociativi hanno anche azione sui recettori oppioidi μ , δ , e κ (Hustveit et al., 1995) con effetti analgesici anche se alle dosi cliniche questi effetti possono essere discutibili (Berry, 2015). Gli anestetici dissociativi anche azione sui recettori monoaminergici con ulteriore contributo all'attività antidolorifica (Hirota & Lambert, 1996). La sintomatologia anticolinergica degli anestetici dissociativi (delirio, broncodilatazione, effetti simpaticomimetici) porta a dedurre che questi farmaci abbiano azione antagonista a livello dei recettori muscarinici (Hirota & Lambert, 1996) tuttavia, molti di questi effetti sono correlati alla stimolazione del

sistema nervoso simpatico da parte di queste molecole (Berry, 2015). La ketamina e la tiletamina possono essere somministrate sia IV che IM con un rapido onset d'azione. Il picco di concentrazione plasmatica viene raggiunto in circa 1 minuto se somministrato per via IV ed in circa 10 minuti se somministrato per via IM (Berry, 2015). I farmaci sono poi metabolizzati a livello epatico ed eliminati a livello renale nelle urine (White et al., 1982a).

2.6.1 - Ketamina

La ketamina è uno degli anestetici più utilizzati in medicina veterinaria nei grossi animali. Il farmaco provoca uno stato di catalessi in cui il paziente sembra sveglio ma non risponde agli stimoli esterni trovandosi in uno stato di incoscienza ma sono mantenuti, seppur rallentati, i riflessi palpebrale, corneale, faringeo e laringeo (H. Lin, 2014). La somministrazione, soprattutto per via IV, di ketamina provoca a livello cardiocircolatorio un aumento della frequenza cardiaca, della pressione arteriosa e del consumo di ossigeno da parte del miocardio a causa della stimolazione del sistema nervoso simpatico da parte del farmaco che si traduce in un aumento delle catecolamine a livello plasmatico (H. Lin, 2014). Per questi aspetti occorre prestare attenzione ai pazienti con patologie in atto perché il meccanismo compensatorio del sistema nervoso simpatico potrebbe essere esausto così come le riserve di catecolamine manifestando quindi gli effetti inotropici negativi della ketamina (Waxman et al., 1980). Gli effetti a livello di sistema respiratorio sono trascurabili in quanto non si verifica una depressione della respirazione e viene mantenuta una buona capacità di risposta all'ipossia e alla CO₂ nonostante un pattern respiratorio apneustico caratterizzato da inspirazioni prolungate e brevi espirazioni (Jaspar et al., 1983; Soliman et al., 1975). La depressione respiratoria può essere accentuata e aggravata se sono somministrati, in concomitanza alla ketamina, altri farmaci con effetto depressivo a livello di sistema nervoso centrale (Berry, 2015). La ketamina ha anche un effetto rilassante sulla muscolatura liscia bronchiale con conseguente broncodilatazione e diminuita resistenza nelle vie aeree per cui è indicata negli animali con asma o patologie ostruttive delle vie aeree (Hirshman et al., 1979). Mantenere le vie aeree libere e pulite è importante se si usa la ketamina come agente anestetico perché tende ad aumentare la salivazione e le secrezioni delle vie respiratorie (H. Lin, 2014). La somministrazione di ketamina non è in grado di provocare miorilassamento, al

28

contrario si possono verificare rigidità muscolare, spasmi e movimenti involontari di testa, tronco e fianchi. Il rilassamento della muscolatura può essere ottenuto con la co-somministrazione di benzodiazepine o α_2 agonisti (Berry, 2015). La ketamina presenta anche importanti effetti analgesici già alle dosi subanestetiche soprattutto in situazioni di dolore somatico grazie all'azione sui recettori NMDA del glutammato e oppioidi (Berry, 2015). Sempre l'azione a livello dei recettori del glutammato sembra anche essere responsabile della prevenzione o minimizzazione della sensibilizzazione centrale al dolore (*o wind up*) (Aida et al., 2000). Tra gli effetti avversi principali da tenere in considerazione nell'uso della ketamina vi è da sottolineare la vasodilatazione a livello cerebrale con aumento della pressione sanguigna che esita in aumento della pressione intracranica (ICP) particolarmente pericolosa in soggetti con trauma cranico (Schulte am Esch et al., 1978). In alcuni pazienti si può verificare disforia durante il risveglio dagli anestetici dissociativi con atassia, ipersensibilità al contatto, riflessi aumentati, incremento dell'attività motoria e vocalizzazioni anomale. Questo fenomeno è transitorio e spesso si risolve in poche ore ma può essere controllato nell'incidenza e nella severità con l'uso di farmaci ad azione depressiva a livello di sistema nervoso centrale come benzodiazepine, acepromazina o α_2 agonisti (White et al., 1982b).

2.6.2 - Tiletammina

La tiletammina è un anestetico dissociativo commercializzato esclusivamente in associazione allo zolazepam in un rapporto di 1:1 sotto il nome di Zoletil o Telazol. Il farmaco deve essere ricostituito appena prima dell'uso con acqua sterile, presenta un ampio margine di sicurezza ed è ampiamente utilizzato per la cattura di animali selvatici tramite telenarcosi (H. Lin, 2014). Il farmaco viene somministrato per via IM con un ottimo assorbimento, assenza di bruciore nel punto di inoculo e un'induzione dell'anestesia rapida così come il risveglio. Se paragonata alla ketamina, l'anestesia indotta con tiletammina e zolazepam produce un miglior miorilassamento, una più profonda analgesia e gli effetti hanno una durata temporale maggiore (H. Lin, 2014). Gli occhi dell'animale rimangono aperti anche a dosi da anestesia chirurgica, il riflesso della tosse, il riflesso corneale e il riflesso podale sono mantenuti ma non si ha risposta agli stimoli ambientali (H. Lin, 2014). Gli effetti sul sistema cardiocircolatorio sono caratterizzati da una prima fase di calo della frequenza cardiaca seguita da un successivo aumento. La

29

diminuzione iniziale della frequenza cardiaca sembra sia dovuta all'effetto inotropo e cronotropo negativo della tiletammina contrastato poi dalla stimolazione del sistema nervoso simpatico sempre da parte della tiletammina (H. C. Lin et al., 1989). La frequenza respiratoria in genere aumenta nella maggior parte delle specie. In caso di somministrazione di dosi elevate, si può però indurre apnea nell'animale che tuttavia si risolve in breve tempo e autonomamente con ripresa della respirazione spontanea senza la necessità di supporto alla ventilazione (H. Lin, 2014). In alcuni casi si può verificare ipotermia dovuta ad un eccessivo miorilassamento, soprattutto in animali di dimensioni ridotte con ampia superficie corporea, per cui deve essere monitorata la temperatura corporea ed eventualmente fornito calore supplementare (H. Lin, 2014).

§ 2.7 - Anestetici neurosteroidi

Gli anestetici neurosteroidi sono molecole steroidee che alterano l'eccitabilità neuronale mediante interazione con i canali ionici provocando effetti tranquillanti/anestetici. Queste molecole agiscono a livello di recettori GABA_A legandosi ad essi e amplificando la conduttanza del cloro all'interno delle cellule con conseguente iperpolarizzazione della membrana post-sinaptica e inibizione delle vie nervose responsabili della coscienza e del risveglio del paziente (Cottrell et al., 1987). Questi farmaci sono assorbiti per via IV e IM anche se la via intramuscolare per l'induzione dell'anestesia con questi farmaci è riservata ad animali di piccole dimensioni per via dell'ampio volume di farmaco che sarebbe altrimenti necessario (Berry, 2015). Gli anestetici neurosteroidi sono assorbiti e distribuiti a livello plasmatico per poi andare incontro ad una metabolizzazione epatica con reazioni di Fase 1 citocromo-dipendenti e Fase 2 caratterizzata da coniugazioni, sempre a livello epatico. I metaboliti vengono poi eliminati tramite le feci e le urine. Gli effetti di questi farmaci sono caratterizzati da una ottima azione anestetica sia per induzione che mantenimento ma scarsi e trascurabili effetti analgesici (Berry, 2015).

2.7.1 - Alfaxalone

L'alfaxalone è un farmaco anestetico neurosteroidico con azione a livello di recettori GABA. Se presente in basse concentrazioni l'alfaxalone modula la corrente ionica attraverso il recettore GABA mentre ad alte concentrazioni agisce come un agonista a tutti gli effetti del recettore GABA (Cottrell et al., 1987). Per

l'induzione dell'anestesia non deve essere somministrato in associazione ad altri anestetici iniettabili e serve prestare particolare attenzione al rischio apnea post induzione se somministrato per via IV velocemente, con prontezza nell'intubare l'animale e fornire supporto alla respirazione (Plumb, 2018). A livello di sistema nervoso centrale il farmaco provoca incoscienza e diminuzione del flusso sanguigno cerebrale con calo della pressione intracranica (Rasmussen et al., 1978). A livello cardiocircolatorio la somministrazione IV del farmaco a dosi clinicamente rilevanti non provoca alterazioni emodinamiche e i parametri cardiovascolari rimangono stabili (Berry, 2015). Gli effetti avversi più importanti si possono manifestare a livello respiratorio con il rischio di apnea post induzione e una depressione dose dipendente della frequenza respiratoria, del volume tidale e della pressione parziale di ossigeno a livello arterioso (W. Muir et al., 2008). Questo farmaco quindi si presta bene all'induzione dell'anestesia se si ha la possibilità di avere accesso alla via IV altrimenti è un'ottima soluzione per il mantenimento dell'anestesia durante le operazioni da condurre sull'animale.

§ 2.8 - Ialuronidasi

La ialuronidasi è un enzima naturale ad azione idrolizzante sull'acido ialuronico, un mucopolisaccaride principale componente del tessuto connettivo (Cattet & Obbard, 2010). Il suo utilizzo nei dardi, insieme ai farmaci da somministrare, è sfruttato per avere un più rapido ed efficace assorbimento degli stessi tramite i tessuti dell'animale e ridurre i tempi di induzione nei casi in cui sia necessaria una rapida immobilizzazione dell'animale per la sua incolumità e quella degli operatori (Cattet & Obbard, 2010; Mazzi, 2021)

CAPITOLO 3

La telenarcosi in pratica

§ 3.1 - Preparazione e programmazione dell'intervento di telenarcosi

Le operazioni di telenarcosi prevedono l'immobilizzazione chimica e l'anestesia di un animale per cui non rappresentano mai operazioni prive di rischi ma interventi che devono essere accuratamente preparati, programmati ed organizzati nella maniera più precisa possibile. La programmazione inizia informandosi sulla specie che si deve catturare e il numero dei soggetti, si esamina poi l'area in cui si dovrà intervenire individuando eventuali pericoli ambientali che potrebbero complicare le operazioni e mettere a rischio l'incolumità dell'animale e dell'operatore (presenza di burroni, dirupi, forre, specchi d'acqua, fiumi, strade). Ulteriori valutazioni preliminari devono riguardare la scelta della tecnica e dello strumento per la somministrazione dei farmaci più adatto alla situazione. Deve poi essere predisposto ed organizzato un eventuale trasporto dell'animale con mezzo idoneo e scelta un'area di rilascio sicura e priva di pericoli, se diversa da quella di cattura.

(Mazzi, 2021)

3.1.1 - Gli strumenti

Oltre ai mezzi per la somministrazione dei farmaci a distanza e tutti gli accessori correlati necessari per il loro funzionamento sono indispensabili anche una serie di ulteriori strumenti durante le operazioni:

- siringhe da 1 a 50ml con aghi
- deflussori
- strumenti per il monitoraggio: fonendoscopio, termometro e pulsiossimetro
- tubi endotracheali, apribocca, laringoscopio, borsa respiratoria, bombola ossigeno
- trequarti o tubo per sfiatare meteorismi ruminanti

- farmaci (anestetici, antidoti, cortisonici, antistaminici, antibiotici, soluzione fisiologica, ringer lattato, antiemorragici, atropina e adrenalina, anestetici locali, polvere cicatrizzante, analettici cardio-respiratori, pomata oftalmica o collirio) (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015)
- laccio emostatico, provette per campioni ematici
- guanti in lattice sterili
- alcol
- carta, bende e garze
- corde, balze, teli e nastri
- mascherina copri-occhi per l'animale (protegge la cornea dalla disidratazione e in molte specie ha effetto calmante)
- telemetro, binocolo e torcia
- cronometro, calcolatrice
- microchip, lettore e applicatore microchip
- manuale con dosaggi dei farmaci
- scheda registrazione eventi anestesia
- licenza di porto d'armi

(Goodman et al., 2013; Kreeger & Arnemo, 1996; Mazzi, 2021)

3.1.2 - La visita preanestetica a distanza

In molti casi in cui si è chiamati ad un intervento di telenarcosi non si ha la possibilità di conoscere la cartella clinica dell'animale o di poter effettuare una visita al momento, per cui si riduce tutto ad una attenta osservazione dell'animale per ricavarne più informazioni possibili sul suo stato di salute. Nei pochi casi in cui è possibile effettuare una visita clinica dovrebbero almeno essere valutati i seguenti parametri: stato del sensorio, frequenza cardiaca, ritmo, caratteristiche del polso, colore delle mucose e tempo di riempimento capillare, ritmo e frequenza respiratoria, stato di idratazione, body condition score (Chinnadurai et al., 2016). Da un'attenta osservazione si possono però ricavare utili informazioni come la specie a cui appartiene l'animale, il sesso, una stima del peso corporeo e dell'età, una valutazione dello stato di nutrizione e dello stato di salute apparente, diagnosi di patologie rilevabili o sospettabili a distanza, osservazione di eventuali ferite o

fratture, valutazione dell'andatura, dello stato di gravidanza, presenza di prole nei paraggi e valutazione dello stato psichico (allarmato, calmo, aggressivo, depresso, tranquillo) (Chinnadurai et al., 2016; Mazzi, 2021).

3.1.3 - La scelta del farmaco e del dosaggio

Le catture di animali con telenarcosi prevedono l'utilizzo di diversi farmaci durante tutto il processo, ciascuno con caratteristiche differenti anche se esistono una serie di proprietà desiderabili che il farmaco ideale dovrebbe avere, tra cui: un rapido onset d'azione, un alto margine di sicurezza o un alto indice terapeutico, deve essere sicuro per l'operatore che lo maneggia, essere ad una concentrazione tale che ne permette la somministrazione in piccoli volumi tramite dardi, dovrebbe provocare rapidamente perdita della capacità motoria e perdita di coscienza, essere antagonizzabile, prestarsi all'uso in più specie ed essere stabile a livello ambientale perché si dovrà lavorare anche in condizioni metereologiche e climatiche avverse (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015). Tuttavia, nessuna sostanza possiede tutte le caratteristiche ideali quindi per la scelta del farmaco o dei farmaci che meglio si prestano alla cattura devono essere fatte valutazioni sull'animale da catturare, conoscendo innanzitutto la specie a cui appartiene; infatti, le cicloesilammine sono indicate principalmente nei carnivori mentre per gli artiodattili sono più indicati oppiacei e α_2 -agonisti (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015). Occorre valutare poi l'atteggiamento (calmo o agitato), lo stato del sensorio del paziente e le sue condizioni di salute. Per quanto concerne gli aspetti da analizzare riguardanti il farmaco è opportuno verificare se la preparazione commerciale si presta alla somministrazione in piccoli volumi, se è reperibile e pronto all'uso un antidoto nei suoi confronti e che possano essere rispettati i tempi di sospensione in quell'animale (il rischio maggiore riguarda la fauna selvatica liberata in natura che può essere cacciata e consumata dall'uomo) (Goodman et al., 2013). Infine, si valuta il costo del farmaco, l'attrezzatura a disposizione, la familiarità del veterinario con le varie sostanze e le condizioni ambientali e climatiche in cui ci si trova a dover lavorare (Kreeger & Arnemo, 1996; Mazzi, 2021). Il dosaggio del farmaco o dei farmaci (se utilizzati in associazione) sono ampiamente riportati in bibliografia per le varie specie ma possono essere

modificati e adattati alla situazione dopo aver considerato ed analizzato vari fattori:

- peso dell'animale: è fondamentale per calcolare la quantità di farmaco da somministrare, viene stimato prima della cattura ma deve essere misurato accuratamente una volta che l'animale è immobilizzato per correggere i dosaggi degli anestetici e di altri farmaci che potrebbero essere necessari durante la procedura (Chinnadurai et al., 2016)
- sesso: ci possono essere differenze, normalmente le femmine richiedono dosaggi più elevati per il maggior livello di allarme e attenzione con cui si presentano al momento dell'approccio e dell'immobilizzazione chimica rispetto ai maschi (Brivio et al., 2015; Kreeger & Arnemo, 1996)
- età: soggetti neonati o anziani possiedono sistemi enzimatici metabolici meno sviluppati o efficienti per cui necessitano di dosi inferiori
- stagione: influenza il peso degli animali con i loro depositi adiposi e le temperature ambientali aumentando il rischio di eventuale ipotermia (quindi rischio acidosi, aritmie e risveglio prolungato) o ipertermia (con aumento critico del fabbisogno di ossigeno) (Arnemo et al., 2014)
- sensibilità accertata di un soggetto nei confronti di una molecola
- stato psicologico e temperamento: animali più eccitati o stressati richiedono dosi più elevate (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015)
- condizioni fisiche: eventuali malattie o stati di salute cagionevoli richiedono l'attenta correzione del dosaggio dei farmaci
- gravidanza: femmine gravide necessitano di particolare attenzione nel calcolo della dose; maschi nella stagione riproduttiva o femmine in estro richiedono dosaggi più elevati normalmente (Kreeger & Arnemo, 1996)
- stato nutrizionale: animali con elevati livelli di grasso corporeo possono accumulare anestetico e incorrere nel rischio rinarcoizzazione (Cattet & Obbard, 2010)

(Mazzi, 2021)

3.1.4 - La somministrazione dei farmaci e la fase di induzione

La somministrazione dei farmaci avviene quasi sempre per via IM sfruttando le masse muscolari più sviluppate e quindi più facilmente reperibili negli animali. Le sedi idonee di iniezione sono i muscoli della groppa, della coscia, della spalla e del collo evitando di lanciare il dardo in punti delicati come torace, addome ventrale, regioni ossee, parte ventrale del collo (per la presenza di grossi vasi) e la testa. La scelta dell'area in cui iniettare i farmaci ovviamente è influenzata dalla specie animale per la sua anatomia, dal sistema di somministrazione che si sta utilizzando, dall'esperienza dell'operatore e da varie condizioni come il vento e la distanza veterinario-animale (Ebedes et al., 2002; Kreeger & Arnemo, 1996; Mazzi, 2021). In alcuni casi anche la stagione in cui ci si trova può indirizzare la scelta dell'area anatomica utilizzabile perché, per esempio nel caso dell'orso bruno, durante il periodo pre-letargico autunnale si ha un marcato accumulo di tessuto adiposo sottocutaneo a livello di quarti posteriori che può inficiare l'assorbimento del farmaco per cui è preferibili optare per l'iniezione nel collo o nella spalla (Figura 8) (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015).

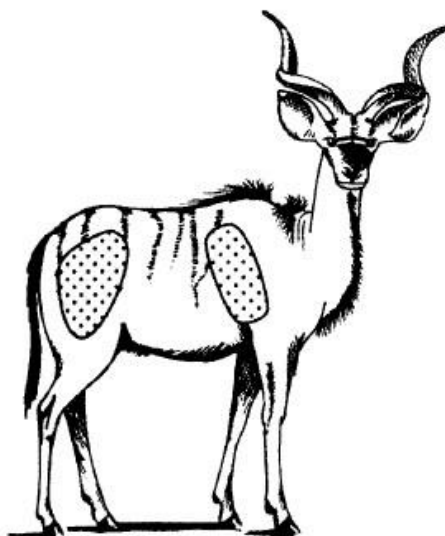


Figura 8 Le aree puntinate indicano le zone corporee nelle quali è consigliata l'iniezione dei farmaci, in questo caso si tratta di un ruminante (Ebedes et al., 2002)

In alternativa è valutabile l'aggiunta di ialuronidasi nel dardo per favorire un corretto e rapido assorbimento del farmaco nonostante la presenza di cute spessa

e tessuto adiposo abbondante (Cattet & Obbard, 2010). Una volta somministrato il farmaco è importante cronometrare il tempo e non perdere di vista l'animale; inizia il periodo di induzione dell'anestesia la cui durata è influenzata maggiormente dal corretto piazzamento del dardo nelle masse muscolari e dalla quantità di farmaco utilizzata (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Ebedes et al., 2002). Durante questa fase l'animale deve essere lasciato tranquillo, si manifestano gli effetti dell'anestetico in circa 5-10 minuti con decubito dell'animale nei successivi 10 minuti circa (Ebedes et al., 2002). Prima di tentare un avvicinamento bisogna essere certi che i farmaci abbiano raggiunto il loro effetto considerando che, se fosse stato fatto affidamento su un protocollo basato su farmaci α_2 -agonisti, non dovrebbero verificarsi movimenti di testa e arti dell'animale mentre se il protocollo è basato su oppioidi o tiletammina-zolazepam è possibile osservare movimenti involontari di testa e arti anche in animali adeguatamente immobilizzati (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015). Se trascorsi 10-15 minuti dalla somministrazione l'animale manifesta alcuni effetti dei farmaci ma non una sufficiente immobilizzazione è possibile somministrare una dose aggiuntiva pari al 50% della dose iniziale, eventualmente eliminando il farmaco tranquillizzante dal protocollo (per esempio se inizialmente si somministra ketamina + xylazina nella dose booster può essere esclusa la xylazina) (Kreeger & Arnemo, 1996). In caso di mancata somministrazione del farmaco per difetti nel funzionamento del dardo, omissione del bersaglio o rottura dell'ago è importante accertarsi che l'animale non abbia assorbito alcuna quantità di farmaco osservandolo nei suoi atteggiamenti e nella postura per almeno 20 minuti prima di procedere ad un nuovo tentativo di iniezione con gli stessi farmaci e lo stesso dosaggio (Kreeger & Arnemo, 1996).

3.1.5 - La manipolazione dell'animale immobilizzato

Una volta che l'animale è immobile e sono stati testati i riflessi palpebrale, corneale, perineale e di deglutizione, si misurano i parametri vitali quali temperatura rettale, frequenza cardiaca e respiratoria (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Kreeger & Arnemo, 1996), dopodiché lo si può manipolare per posizionarlo correttamente in decubito sternale (Figura 10 e Figura 9) per prevenire inalazione del contenuto gastrico (o anche sul fianco destro per i ruminanti per permettere

l'espansione del ruminale sul lato sinistro) con liberazione delle vie aeree superiori da eventuale terra, fango o rigurgiti alimentari, testa ben estesa per facilitare la respirazione e lingua spostata lateralmente (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Ebedes et al., 2002; Kreeger & Arnemo, 1996; Mazzi, 2021).

L'animale deve poi anche essere bendato per proteggere gli occhi (anche con pomate oftalmiche) ed evitare che la luce diretta ne possa stimolare il risveglio.



Figura 10 Corretto posizionamento in decubito sternale di una antilope nera africana (www.stylehyclub.com)



Figura 9 Cattura e corretto posizionamento in decubito sternale di una cerva (www.daninjectdartguns.com)

L'animale, in particolare gli ungulati, può essere immobilizzato legando gli arti per evitare che reazioni improvvise o calci possano ferire qualcuno. Durante tutta la fase di manipolazione dell'animale è importante ridurre al minimo qualsiasi tipo di stimolo ambientale nei suoi confronti a partire dai suoni, dalle voci e dal contatto fisico perché ne aumenta lo stress e riduce gli effetti dei farmaci anestetici (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Ebedes et al., 2002). Quando l'animale mostra segni di risveglio come movimenti della testa, tentativi di rialzarsi, masticazione nei carnivori, movimenti delle zampe ma è richiesta ancora l'immobilità è possibile somministrare una nuova dose di anestetico pari al 33-50 % di quella iniziale, in particolare di tiletamina-zolazepam anche se l'effetto si prolunga per

altri 30 minuti mentre con l'uso di ketamina è possibile prolungare l'immobilità per 5-20 minuti il che la rende il farmaco di scelta come dose di ricarica per prolungare leggermente l'effetto anestetico (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Kreeger & Arnemo, 1996).

§ 3.2 - I protocolli farmacologici delle principali specie animali oggetto di telenarcosi in Italia

Nei seguenti paragrafi sono riportati tutti i vari protocolli utilizzati nelle specie oggetto del presente elaborato. In letteratura sono presenti molti studi in cui si riporta solo il protocollo utilizzato per una determinata finalità (es. campionamento ematico, trasporto, applicazione di radiocollari, ecc.) senza aggiungere nulla su effetti desiderati ed effetti collaterali determinati dal protocollo anestesilogico adottato. Per completezza, si è ritenuto opportuno riportare tutte le singole esperienze anche laddove non vi sono prove documentate di sicurezza e maneggevolezza del protocollo.

3.2.1 - Cervo (*Cervus elaphus*)

Il cervo è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei cervidi, il peso è variabile da 160 kg fino a 250 kg per i maschi adulti mentre le femmine adulte variano dai 90 kg fino ai 130 kg. Il peso dei cervi selvatici varia con la stagione: più pesanti alla fine dell'estate mentre più magri e leggeri al termine dell'inverno (Ghigi, 1991). I principali protocolli riportati di seguito (Tabella 1) fanno riferimento alla somministrazione IM dei farmaci.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Xilazina + Tiletammina/Zolazepam	X (2,3 mg/kg) T/Z (1,2 mg/kg)	(Janovsky et al., 2000)

Xilazina + Ketamina	X (2 mg/kg) K (4 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Ketamina + Medetomidina	K (1,5 mg/kg) M (0,05 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990a)
Etorfina + Acepromazina + Xilazina	E (0,035 mg/kg) A (0,14 mg/kg) X (0,36 mg/kg)	(Janovsky et al., 2000)
Xilazina	X (2-3 mg/kg)	(N. Caulkett & Arnemo, 2014)
Medetomidina	M (0,08 mg/kg)	(Wolkers et al., 1994)
Fentanil + Azaperone + Xilazina	F (0,004 mg/kg) A (0,032 mg/kg) X (0,5 mg/kg)	(Wilson et al., 1996)

Tabella 1 Protocolli farmacologici per la cattura del cervo

Janovsky et al., 2000 si occuparono dell'immobilizzazione di 60 cervi selvatici per l'installazione di un impianto sub cutaneo di rilevazione e trasmissione della frequenza cardiaca, di cui 28 utilizzando il protocollo xilazina + tiletammina/zolazepam e 32 con etorfina + acepromazina + xilazina. I risultati furono incoraggianti in entrambi i protocolli. I tempi dalla somministrazione dei farmaci all'immobilizzazione completa sono stati rapidi con un valore medio di 5,5 minuti nel protocollo con oppioidi e 7,5 minuti nel protocollo con tiletammina/zolazepam (che però ha richiesto circa 4 minuti in più all'animale per raggiungere la posizione di decubito), la durata dell'immobilizzazione è stata rispettivamente di 58 minuti e 65 minuti quindi senza differenze statisticamente

significative, la frequenza cardiaca è diminuita leggermente senza destare preoccupazioni in entrambi i protocolli mentre la frequenza respiratoria è rimasta costante durante tutta l'immobilizzazione. L'antagonizzazione dei farmaci è avvenuta con 0,084 mg/kg di diprenorfina e 0,23 mg/kg di yohimbina per il protocollo con etorfina e xilazina e 0,45 mg/kg di yohimbina nel protocollo con tiletamina/zolazepam con ripresa della stazione quadrupedale in entrambi i casi in circa 1 minuto senza alcun effetto avverso (l'uso del sarmazenil per antagonizzare lo zolazepam non ha prodotto differenze significative). La mortalità ha riguardato 3 animali durante l'immobilizzazione (di cui 2 immobilizzati con oppioidi e 1 con xilazina e tiletamina/zolazepam) ma le cause sono da ricercare nello stress indotto durante le operazioni di cattura e le elevate temperature ambientali che hanno provocato l'insorgere di ipertermia.

Allo zoo di Helsinki in Finlandia, e allo zoo di Kolmården in Svezia, a partire dal 1986 vennero immobilizzate numerose specie animali, tra cui anche diverse specie di cervidi (cervo nobile e cervo dalla coda bianca, daino) con l'uso di ketamina e medetomidina per differenti tipi di operazioni sugli animali a seconda delle necessità, con registrazione dei dati relativi all'immobilizzazione (Jalanka & Roeken, 1990a). L'associazione ketamina + medetomidina è risultata essere efficace per raggiungere un livello di immobilizzazione completo, l'induzione in diversi ruminanti è risultata essere tranquilla e lineare con un buon livello di miorilassamento. Nello stambecco sono state effettuate procedure dolorose come la correzione chirurgica di una frattura femorale senza segni di sofferenza da parte dell'animale. Il tempo di immobilizzazione medio è stato di circa 45-60 minuti nei ruminanti. La frequenza cardiaca si è assestata tra i 25 e i 40 (60 nel daino) battiti al minuto (bpm) e il respiro è risultato essere addominale e superficiale ma non sono stati registrati valori preoccupanti tra i parametri clinici, ematici, sierologici o di acido-base (solo iperglicemia data dall'uso di α_2 agonisti). Al termine delle procedure la medetomidina è stata antagonizzata con atipamezolo (in parte per via IV o IM e in parte per via sottocutanea) in un dosaggio medio 5 volte superiore rispetto al dosaggio di medetomidina utilizzato. Gli animali hanno mostrato immediatamente segni di risveglio muovendo orecchie e palpebre, hanno assunto la posizione sternale e al primo tentativo sono stati in grado di reggersi in piedi

senza segni di incoordinazione. L'uso della yohimbina come antagonista della medetomidina è stato testato nel cervo dalla coda bianca ma è risultato essere inefficace per incoordinazione dei movimenti dell'animale e ritorno alla posizione di decubito dopo circa 2,5 ore.

Wilson et al., 1996 condussero un esperimento su cervi allevati in Nuova Zelanda per valutare l'efficacia di un protocollo di sola xilazina a due diversi dosaggi (0,2 mg/kg o 0,4 mg/kg) o un protocollo costituito da xilazina + fentanil (0,004 mg/kg) + azaperone (0,032 mg/kg) con 3 differenti dosaggi di xilazina (0,2, 0,4, 0,6 mg/kg). Vennero utilizzati 6 cervi femmine di un anno d'età, ciascuno assegnato ad un protocollo farmacologico per poi sottoporre ciascun animale ad ogni protocollo, nel tempo. Durante l'anestesia sono state registrate la frequenza cardiaca, respiratoria, tempo di induzione e la durata dell'immobilizzazione. Per ottenere una valutazione oggettiva del livello di sedazione e analgesia sono stati valutati anche altri parametri come la posizione del collo, la resistenza ai movimenti forzati della testa, riflesso palpebrale, posizione corporea, risposta agli stimoli sonori e dolorifici ai quali è stato assegnato un punteggio. Dallo studio dei dati è emerso che tutti i protocolli e dosaggi hanno provocato allo stesso modo una riduzione significativa della frequenza cardiaca e respiratoria. Tutti i protocolli hanno provocato il decubito degli animali (necessari da 7 minuti a 13 minuti) con un picco di sedazione compreso tra 14 e 35 minuti dopo la somministrazione con una durata degli effetti a partire da 80 minuti ad oltre 3 ore con la sola somministrazione di xilazina al dosaggio maggiore (questo effetto molto prolungato sembra sia dovuto all'abitudine ed alla familiarità di questi animali all'ambiente di cattura). Il protocollo misto con dosaggi medi di xilazina ha provocato una più rapida sedazione ed un effetto più prolungato anche se gli effetti analgesici del protocollo devono essere investigati con ulteriori studi.

N. Caulkett & Arnemo, 2014 suggeriscono una dose di xilazina di 2-3 mg/kg per i cervi di allevamento per poi aspettare che venga assunta la posizione di decubito e avvicinare l'animale somministrando 1 mg/kg di ketamina per via IV per evitare risvegli improvvisi e ripetendo la somministrazione ogni 10-15 minuti. La yohimbina in questi casi è efficace a dosaggi di 0,1 mg/kg IV e 0,1 mg/kg IM. Wolkers et al., 1994 condussero uno studio per valutare gli effetti sedativi della

medetomidina sul cervo per poter manipolare l'animale, prelevare campioni di sangue e procedure chirurgiche minori, utilizzando due gruppi composti da 3 cervi ciascuno di età compresa tra 1,5 e 2 anni. Ad un gruppo sono stati somministrati 0,05 mg/kg di medetomidina e all'altro 0,08 mg/kg. La dose minima per la sedazione e il decubito del cervo è risultata essere di 0,08 mg/kg, tutti gli animali hanno mostrato segni di sedazione entro 15 minuti con decubito tra 21 e 29 minuti dalla somministrazione IM. Gli effetti sedativi sono durati da 120 a 210 minuti senza segni di dolore da parte degli animali anche durante procedure chirurgiche minori, dopodiché tre animali hanno ricevuto l'antagonista atipamezolo in dose di 0,3 mg/kg con ripresa della stazione quadrupedale in 3-9 minuti e scomparsa di qualsiasi segno di incoordinazione e disorientamento in 10-20 minuti. Gli animali non trattati con atipamezolo si sono mostrati letargici anche dopo 24 h dalla somministrazione di medetomidina.

3.2.2 - Daino (*Dama dama*)

Il daino è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei cervidi; il peso varia dai 60 fino anche a 110 kg per i maschi mentre le femmine variano dai 40 kg fino ai 65 kg come i maschi di un anno (Dharmani & Myers, 2000; Ghigi, 1991). I protocolli riportati di seguito (Tabella 2) fanno riferimento alla somministrazione IM dei farmaci.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Xilazina + Ketamina	X (4 mg/kg) K (4 mg/kg)	(Stewart & English, 1990)
Xilazina + Tiletamina/Zolazepam	X (1,6 mg/kg) T/Z (1,5 mg/kg)	(Fernández-Morán et al., 2000)
Detomidina + Tiletamina/Zolazepam	D (0,1 mg/kg) T/Z (1,5 mg/kg)	(Galka et al., 1999)

Tiletammina/Zolazepam + Medetomidina	T/Z (1 mg/kg) M (0,1 mg/kg)	(Fernández-Morán et al., 2000)
Xilazina + Ketamina	X (0,99-6,22 mg/kg) K (2,50-5,1mg/kg)	(Galka et al., 1999)
Xilazina + Tiletammina/Zolazepam	X (1,5 mg/kg) T/Z (2,5 mg/kg)	(Mejia et al., 2009)
Xilazina + Tiletammina/Zolazepam	X (1,9 mg/kg) T/Z (1,5 mg/kg)	(Costa et al., 2021)
Dexmedetomidina + Tiletammina/Zolazepam	D (0,035 mg/kg) T/Z (1 mg/kg)	(Costa et al., 2021)

Tabella 2 Protocolli farmacologici per la cattura del daino

Nel daino venne condotto uno studio (Stewart & English, 1990) per valutare l'effetto antagonista della yohimbina dopo immobilizzazione con ketamina e xilazina. Gli animali vennero suddivisi in tre gruppi: uno costituito da 10 adulti maschi, un altro da 10 adulti di sesso femminile e il terzo con 10 giovani daini maschi di 6 o 7 mesi. Ai gruppi di adulti sono stati somministrati IM 4 mg/kg di xilazina e ketamina mentre al gruppo dei giovani sono stati utilizzati IV 2 mg/kg di ketamina e xilazina. I tempi necessari per ottenere il decubito degli animali sono stati di circa 4,9 min nei maschi adulti, 4,1 min nelle femmine adulte e 2,3 minuti per i soggetti giovani (nei quali il farmaco è stato somministrato per via IV). La frequenza cardiaca (prima dell'anestesia era tra 55 e 70 bpm) è scesa a 40-48 bpm mentre la frequenza respiratoria è passata da 30-45 atti/minuto a 8-16 atti/minuto. I parametri sanguigni monitorati prima e dopo 30 minuti dall'anestesia hanno evidenziato una crescita della creatin-fosfochinasi dovuta allo stress dell'animale, una riduzione del PCV (Packed Cell Volume) che era aumentato prima dell'immobilizzazione, probabilmente per eccessiva stimolazione simpatica

dovuta allo stress e un aumento della glicemia dovuta alla xilazina. Dopo 30 minuti di immobilizzazione è stata somministrata yohimbina a tutti e tre i gruppi di animali a 0,2 mg/kg IV con ripresa della stazione quadrupedale in circa 7 minuti nei maschi, 6 min nelle femmine e 2 minuti nei giovani contro rispettivamente 165 min, 84 min e 62 min necessari ai soggetti non trattati con antagonista per la ripresa della stazione. La yohimbina è risultata essere quindi un antagonista valido per questo tipo di protocollo di immobilizzazione nel daino.

Fernández-Morán et al. nel 2000 hanno portato a termine, allo zoo di Barcellona, uno studio su 9 daini maschi e 9 femmine. I due protocolli (IM) utilizzati con xilazina 1,6 mg/kg + tiletammina/zolazepam 1,5 mg/kg e medetomidina 0,099 mg/kg + tiletammina/zolazepam 1 mg/kg sono stati provati rispettivamente in 11 e in 10 occasioni diverse. In ogni protocollo sono stati raccolti 7 campioni di sangue arterioso per determinare i valori dei gas ematici e lo stato acido-base e in 16 animali anche campioni di sangue dalla vena giugulare per valutare parametri ematologici e biochimici. Entrambi i protocolli hanno prodotto una rapida sedazione senza effetti avversi con decubito dopo una sola dose. Un livello di sedazione adeguato a procedure chirurgiche minori è stato raggiunto solo nel 64% degli animali immobilizzati con xilazina e tiletammina/zolazepam mentre in tutti i soggetti trattati con medetomidina e tiletammina/zolazepam l'immobilizzazione è stata adeguata ma raramente è stata raggiunta l'anestesia profonda. Dai valori ematici è emersa una lieve ipoventilazione ($PA_{O_2} < 80$ mmHg) ma senza ipossiemia o alterazioni gravi dello stato acido-base. Un incremento della glicemia è stato riscontrato in tutti i daini come previsto con l'uso di un α_2 agonista. Entrambi i protocolli sono risultati validi ma l'uso della medetomidina ha portato ad una migliore immobilizzazione.

Nel daino, Galka et al., si occuparono di testare tre diversi protocolli (IM) su 17 daini di allevamento: il primo prevede la somministrazione di detomidina (0,1-0,2 mg/kg) seguita da tiletammina/zolazepam (3-6,3 mg/kg), il secondo costituito da xilazina (0,6-0,9 mg/kg) e successivamente tiletammina/zolazepam (4-5 mg/kg) mentre l'ultimo con xilazina (1-6,2 mg/kg) in concomitanza della ketamina (2,5-5,1 mg/kg). Durante l'immobilizzazione sono stati monitorati regolarmente la frequenza cardiaca, respiratoria, il tempo di riempimento capillare e la temperatura

rettale. L'induzione è stata tranquilla in tutti i protocolli; nel gruppo trattato con DTZ i primi segni di sedazione sono comparsi già solo dopo la sola somministrazione di detomidina con decubito in 15 minuti, XK entro i 20 minuti mentre XTZ ha richiesto circa 25 minuti. Il protocollo DTZ ha fornito un'anestesia chirurgica in tutti i daini, XK in 4 daini su 6 ma la ketamina sembra fornire questo effetto in modo dose-dipendente. XTZ ha fornito decubito ma solo leggera anestesia o leggera sedazione. In tutti i casi il risveglio è stato regolare e senza incidenti e gli animali sono apparsi ancora leggermente sedati dopo 4-6 ore (atassia, letargia).

Mejia et al. catturarono 2 daini maschi di due anni d'età e peso di 45 kg tramite un dardo espulso da una pistola ad aria compressa per l'immobilizzazione chimica degli animali ed il prelievo di seme tramite una sonda rettale a scopi di ricerca. Il mix di farmaci utilizzati corrisponde a xilazina (1,5 mg/kg) + tiletammina/zolazepam (2,5 mg/kg).

Costa et al. in uno studio pubblicato nel 2021 hanno mostrato i risultati di un confronto tra due protocolli anestetici IM per il daino: xilazina (1,9 mg/kg) + tiletammina/zolazepam (1,48 mg/kg) e dexmedetomidina (0,035 mg/kg) + tiletammina/zolazepam (1 mg/kg). La ricerca è avvenuta su 40 daini suddivisi in due gruppi (TZX e TZD). Una volta avvenuta la somministrazione sono stati registrati i tempi di induzione e durante l'immobilizzazione anche i lattati ematici e la qualità dell'immobilizzazione. Il gruppo TZD ha mostrato un tempo di induzione più breve (4 minuti circa in TZD contro 8 minuti in TZX), un livello di immobilizzazione maggiore e livelli di lattati ematici inferiori. I tempi necessari per assumere il decubito sternale (calcolati dai primi segni di risveglio mostrati) e la capacità motoria sono stati di 7 minuti e 20 minuti nel gruppo TZX e 4 minuti e 16 minuti nel gruppo TZD. La dexmedetomidina è risultata essere quindi una valida alternativa alla xilazina in associazione a tiletammina/zolazepam.

3.2.3 - Capriolo (*Capreolus capreolus*)

Il capriolo è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei Cervidi, dei quali rappresenta la specie più piccola presente in Italia; il maschio ha un peso medio di 22-30 kg in relazione all'ambiente e alla densità di popolazione mentre la femmina ha un peso medio inferiore di 2-3 kg rispetto al maschio (Ghigi, 1991; Jacques & Myers, 2000).

Di seguito (Tabella 3) sono riportati i protocolli farmacologici IM per il capriolo:

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Xilazina + Ketamina	X (2 mg/kg) K (4 mg/kg)	(Prieto-Pablos et al., 2016)
Ketamina + Medetomidina + Butorfanolo	K (4 mg/kg) M (0,07-0,1 mg/kg) B (0,3 mg/kg)	(Morris, 2001)
Tiletammina/Zolazepam + Medetomidina	T/Z (0,7-1,3 mg/kg) M (0,08-0,12 mg/kg)	(Varga, 2016)
Ketamina + Medetomidina	K (1-2 mg/kg) M (0,05 mg/kg)	(Morris, 2001)

Tabella 3 Protocolli farmacologici per la cattura del capriolo

Nel 2016 Prieto-Pablos et al. si occuparono di catturare durante il periodo degli accoppiamenti 14 maschi di capriolo di età compresa tra 1 e 9 anni confinati in un recinto di 250 m² alla Field Research Station of the Leibniz Institute for Zoo and Wildlife Research in Germania con l'obiettivo di effettuare un prelievo di seme tramite elettrostimolazione da ciascun capo per migliorare le tecniche di crioconservazione del materiale seminale di questa specie. Gli animali vennero

immobilizzati tramite la somministrazione IM, per mezzo di una cerbottana, di ketamina (4 mg/kg) e xilazina (2 mg/kg) e l'anestesia è stata mantenuta con isofluorano (1-2,5 vol %) somministrato con ossigeno ad un flusso di 1,5-2 L/min via tubo endotracheale. L'antagonizzazione del protocollo è avvenuta a procedura finita tramite atipamezolo (0,2 mg/kg).

Morris nel 2001, secondo la propria esperienza sul campo, propone un protocollo efficace sul capriolo costituito da una singola iniezione IM di ketamina (4 mg/kg) + medetomidina (0,07-0,1 mg/kg) + butorfanolo (0,3 mg/kg). L'antagonizzazione del butorfanolo è indicata con naltrexone in dosi da 2 a 5 volte superiori alla dose di butorfanolo e con atipamezolo in rapporto 5:1 per la medetomidina.

3.2.4 - Cinghiale (*Sus scrofa*)

Il cinghiale è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei Suidi, è ampiamente diffuso in tutta la penisola italiana, il peso negli animali varia a seconda della classe di età e del sesso dai 65 kg a 100 kg per i maschi e 60/80 kg per le femmine. In certi soggetti ibridati con il suino domestico il peso può arrivare anche sui 200 kg (Hruby, 2002). In genere la cattura mediante telenarcosi avviene dopo aver catturato fisicamente gli animali in apposite gabbie (Mazzi, 2021).

Di seguito (Tabella 4) i protocolli farmacologici IM per l'immobilizzazione chimica del cinghiale:

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Tiletamina/Zolazepam + Xilazina	T/Z (3,3 mg/kg) X (1,6 mg/kg)	(Sweitzer et al., 1997)
Medetomidina + Butorfanolo + Ketamina	M (0,1 mg/kg) B (0,2 mg/kg) K (5 mg/kg)	(Morelli et al., 2021)

Medetomidina + Butorfanolo + Tiletammina/Zolazepam	M (0,05 mg/kg) B (0,2 mg/kg) T/Z (3 mg/kg)	(Enqvist et al., 2000)
Medetomidina + Tiletammina/Zolazepam	M (0,2 mg/kg) T/Z (2 mg/kg)	(Morelli et al., 2021)
Medetomidina + Tiletammina/Zolazepam	M (0,1 mg/kg) T/Z (5 mg/kg)	(Enqvist et al., 2000)
Medetomidina + Tiletammina/Zolazepam	M (0,05 mg/kg) T/Z (3 mg/kg)	(Barasona et al., 2013)
Medetomidina + Ketamina	M (0,15 mg/kg) K (5 mg/kg)	(Morelli et al., 2021)
Detomidina + Butorfanolo + Midazolam	D (0,06-0,125 mg/kg) B (0,15-0,3 mg/kg) Mid (0,2-0,4 mg/kg)	(Morris et al., 1999)
Medetomidina + Butorfanolo + Midazolam + Ketamina + (Azaperone)	M (0,06-0,1) B (0,15-0,3 mg/kg) Mid (0,08-0,3 mg/kg) K (0,5-1 mg/kg) A (0,25-1,3 mg/kg), l'aggiunta di azaperone è facoltativa	(Sutherland-Smith, 2015)

Tabella 4 Protocolli farmacologici per la cattura del cinghiale

Sweitzer et al., nel 1997 si occuparono della cattura e immobilizzazione di 144 cinghiali selvatici di peso compreso tra 34 kg e circa 170 kg con l'uso di tiletamina/zolazepam (3,3 mg/kg) + xilazina (1,6 mg/kg) somministrati IM tramite una cerbottana. Una volta immobilizzati agli animali sono state rilevate misure biometriche (peso, lunghezza corporea, circonferenza torace) e monitorate la frequenza cardiaca, respiratoria e la temperatura rettale entro 30 min dall'immobilizzazione e anche trascorsi 30 min dall'immobilizzazione. Con l'uso di un pulsiossimetro posizionato sulla lingua degli animali è stata rilevata anche la saturazione di ossigeno del sangue a 30 min e 45 min post immobilizzazione. Di tutti i cinghiali 123 sono stati immobilizzati alla prima dose mentre 22 hanno richiesto dosi aggiuntive oltre alla prima mentre 7 soggetti hanno ricevuto un'iniezione parziale di farmaci per errori nella somministrazione. I dati degli animali con doppia dose sono stati analizzati separatamente. Sono stati registrati anche il tempo medio di induzione (5 +/- 2,5 min), il tempo medio di durata dell'immobilizzazione (52 +/- 18 min) e il tempo necessario per recuperare la deambulazione (120 min dalla dose iniziale). Non sono state notate differenze nelle tempistiche per quanto riguarda il sesso e l'età degli animali. Nei soggetti subadulti (< o = 18 mesi) sono state rilevati valori di frequenza cardiaca e temperatura maggiori rispetto a quelli rilevati nei 30 minuti successivi mentre la frequenza respiratoria e i valori di ossigeno nel sangue sono rimasti costanti. Nei soggetti adulti (> 18 mesi) frequenza cardiaca e temperatura sono risultate leggermente alte sia inizialmente che dopo 30 minuti, mentre frequenza respiratoria e il livello di saturazione del sangue sono rimasti costanti. Nessun soggetto è morto durante la prova e il protocollo è risultato essere valido per l'immobilizzazione di cinghiali da 16 kg ad oltre 170 kg con 5 minuti per l'induzione, 53 minuti di immobilizzazione e 96 minuti per recuperare la deambulazione dal momento dell'iniezione. Il recupero è stato più lento nei soggetti con elevati tenori di tessuto adiposo e più breve nei soggetti con BCS inferiore. Per assicurarsi l'immobilizzazione dopo una singola iniezione è sicuro aumentare i dosaggi anche fino a 4-6 mg/kg di tiletamina/zolazepam e > o =2 mg/kg di xilazina.

Nel 2021 sono usciti i risultati di uno studio condotto da Morelli et al. su 21 cinghiali catturati in apposite trappole ed immobilizzati chimicamente tramite l'utilizzo di tre protocolli differenti (7 cinghiali per protocollo) basati sulla medetomidina: MTZ (medetomidina 0,2 mg/kg + tiletammina/zolazepam 2 mg/kg), MK (medetomidina 0,15 mg/kg + ketamina 5mg/kg) e MKB (medetomidina 0,1 mg/kg + ketamina 5 mg/kg + butorfanolo 0,2 mg/kg). L'iniezione è avvenuta tramite l'uso di una siringa inastata per via IM dopodiché sono stati registrati tempi di induzione medi di circa 10 minuti in tutti i protocolli. Le dosi iniziali sono state aumentate di 1,5 volte nel gruppo MTZ, di un 11,7% in MK e del 12,3% in MKB a causa di incompleta immobilizzazione per errata valutazione del peso corporeo degli animali. Una volta immobilizzati i cinghiali, sono state monitorate durante tutta l'anestesia, ogni 10 minuti, la temperatura rettale (tr), la frequenza cardiaca (fc), respiratoria (fr) e la saturazione dell'ossigeno. La profondità della sedazione è stata verificata ogni 5 minuti tramite il riflesso palpebrale, corneale, movimento delle orecchie, tremori muscolari e frequenza cardiaca e respiratoria. Dagli animali immobilizzati sono stati prelevati campioni di sangue arterioso dalla arteria femorale per valutare i gas ematici, parametri ematologici ed elettroliti. Dopo questo prelievo tramite una cannula nasale è stato somministrato ossigeno agli animali (0,5-1 L/min) per poi ripetere il prelievo dopo 15 minuti e verificare l'efficacia dell'ossigenazione supplementare. Al termine della procedura ciascun animale ha ricevuto 4 mg IM di atipamezolo per ogni mg di medetomidina utilizzata. Nei vari protocolli 5 animali hanno richiesto una dose aggiuntiva di farmaci per incompleta immobilizzazione: 2 nel gruppo MTZ, 1 nel gruppo MK e 2 nel gruppo MKB. Il tempo di induzione è stato di circa 20 minuti totali (entro 10 minuti gli animali hanno raggiunto la posizione di decubito ed entro i successivi 10 minuti sono risultati completamente immobilizzati) senza differenze significative tra i vari gruppi. Il risveglio parziale e improvviso degli animali si è verificato in 3 animali nel gruppo MK, 4 in MKB e 1 MTZ. I soggetti sono stati trattati con 2-3 mg/kg di ketamina IM in due casi nel gruppo MK e altri due casi nel gruppo MKB per prolungare l'anestesia. Tutti i cinghiali hanno mostrato da media a moderata atassia durante il risveglio con la liberazione che è stata posticipata fino a 4 h ore post somministrazione dell'antagonista. Non sono state

notate differenze significative nei tempi di recupero tra i vari gruppi. I valori medi di temperatura sono risultati maggiori nel gruppo MKB rispetto a MTZ con una tendenza a diminuire nel tempo in entrambi i casi. La f_c media è risultata maggiore nel gruppo MK pur rimanendo costante o diminuendo nel tempo. La f_r è cresciuta in tutti e tre i gruppi con valori significativamente inferiori nel gruppo MK rispetto a MTZ. I valori dei gas sanguigni nei due prelievi hanno suggerito che tutti i cinghiali del gruppo MKB hanno sviluppato lieve ipossiemia ad eccezione di un individuo in cui è stata moderata. Ipossiemia lieve si è verificata anche in 1 soggetto nel gruppo MTZ e 1 nel gruppo MK. Acidemia e lieve ipercapnia sono state registrate in tutti i gruppi senza differenze significative. Tutti gli animali hanno mostrato miglioramento di questi parametri al secondo prelievo. Il risveglio è stato lungo e caratterizzato da atassia e tremori in tutti i protocolli probabilmente per effetto delle cicloesammine in questa specie. Valutando i pro e i contro di ciascun protocollo è possibile stabilire che MK e MKB sono efficaci per immobilizzazioni brevi (non oltre i 40 minuti) e richiedono dosi aggiuntive di ketamina se prolungate. La somministrazione dell'ossigeno è sempre consigliata soprattutto se si utilizza il protocollo MKB. In caso di immobilizzazioni prolungate è consigliato il protocollo MTZ alle dosi maggiori per i suoi effetti più moderati a livello cardiopolmonare ed ematico.

Enqvist et al. si occuparono della cattura in gabbia di 16 giovani cinghiali e della loro immobilizzazione farmacologica tramite l'utilizzo di due protocolli farmacologici (IM) differenti (8 soggetti per protocollo): medetomidina 0,1 mg/kg + tiletamina/zolazepam 5 mg/kg (MTZ) e medetomidina 0,05 mg/kg + butorfanolo 0,2 mg/kg + tiletamina/zolazepam 3 mg/kg (MBTZ). L'obiettivo era quello di ottenere una adeguata immobilizzazione e anestesia per l'impianto in cavità peritoneale di una radiotrasmittente a scopi di ricerca. Al termine delle procedure gli animali sono stati risvegliati con la somministrazione di atipamezolo a dosi di 0,5 mg/kg nel gruppo MTZ e 0,25 mg/kg nel gruppo MBTZ (l'immobilizzazione ha avuto una durata media, misurata dalla iniezione dei farmaci anestetici all'iniezione del farmaco antagonista, di 35 minuti nel gruppo MTZ e 27 minuti nel gruppo MBTZ). Tramite un pulsiossimetro sono state monitorate la frequenza cardiaca e la saturazione di ossigeno nel sangue arterioso.

La temperatura è stata registrata immediatamente dopo l'induzione e prima del risveglio. L'induzione dell'anestesia è stata rapida e regolare in entrambi i gruppi (tempo medio di 3 minuti), l'analgia è stata sufficiente durante tutta l'immobilizzazione in entrambi i protocolli. I dati sul tempo di risveglio (dopo la somministrazione di antagonista) sono stati registrati solo in 3 animali per gruppo per motivi logistici e sono stati caratterizzati da pedalamo e tentavi infruttuosi di rialzarsi. I tempi registrati sono stati di 32, 57 e 63 min nel gruppo MTZ e 20, 20 e 23 nel gruppo MBTZ con animali in grado di deambulare dopo queste tempistiche ma con segni di atassia e barcollamento. Il gruppo MBTZ ha mostrato valori di frequenza cardiaca e saturazione arteriosa di ossigeno minori ma secondo gli autori, l'analgia butorfanolo-mediata di questo protocollo offre risultati soddisfacenti che superano gli aspetti negativi. Entrambi i protocolli hanno quindi fornito risultati soddisfacenti ma dovrebbero essere utilizzati in concomitanza alla somministrazione di ossigeno ai cinghiali. Barasona et al. catturarono 77 cinghiali tramite gabbie per poi sottoporre 42 ad un protocollo di immobilizzazione (IM) con tiletamina/zolazepam 3 mg/kg e medetomidina 0,05 mg/kg per valutarne l'efficacia. Durante l'immobilizzazione è stato utilizzato un pulsiossimetro per monitorare frequenza cardiaca (fc) e la saturazione dell'ossigeno ogni 5 minuti mentre frequenza respiratoria (fr) e temperatura rettale sono state registrate ogni 10 minuti. Sono stati fatti prelievi di sangue dall'angolo mediale dell'occhio dietro la membrana nittitante per confrontare i parametri ematologici nei soggetti catturati con gabbie a funzionamento differente. Una singola iniezione è risultata efficace in tutti i soggetti eccetto uno che si è mostrato particolarmente agitato ed aggressivo ed ha richiesto una seconda iniezione. Il tempo medio di induzione registrato (dalla somministrazione alla completa immobilità) è stato di 4,5 minuti con una durata media totale dell'immobilizzazione di 61 minuti (+/- 25 minuti) e un tempo medio di risveglio (dal primo segno di risveglio alla ripresa della deambulazione) di 12 minuti (+/- 12 minuti). In 4 soggetti è stato somministrato il farmaco antagonista atipamezolo dopo 40 minuti dalla somministrazione dei farmaci anestetici con ripresa totale della coordinazione dopo 8,5 minuti. La fc, fr e la temperatura sono diminuite progressivamente durante l'anestesia mentre la saturazione d'ossigeno è cresciuta progressivamente fino a mantenersi stabile tra

il 90 e il 96%. Non sono stati registrati segni di depressione cardio-respiratoria se non in 1 soggetto che ha manifestato aritmia atrio-ventricolare durante la fase profonda dell'anestesia. Dalle conclusioni degli autori il protocollo si è reso efficace per immobilizzare cinghiali catturati in gabbia con buona analgesia, buon rilassamento muscolare un buon risveglio. Tuttavia, esistono fattori esterni al protocollo farmacologico come l'età degli animali, lo stress della cattura, il body condition score (BCS), il sesso degli animali e la temperatura ambientale che possono influenzare la salute degli animali e l'efficacia dell'anestesia.

Sutherland-Smith, ha proposto, secondo la propria personale esperienza un protocollo ricavato dalla letteratura scientifica costituito da medetomidina (0,06-1 mg/kg) + butorfanolo (0,15-0,3 mg/kg) + midazolam (0,08-0,3 mg/kg) con l'aggiunta di ketamina (0,5-1 mg/kg) ed eventualmente azaperone (0,25-1,3 mg/kg) per cercare di minimizzare gli effetti avversi imprevedibili dei suidi in risposta ai farmaci immobilizzanti.

3.2.5 - Muflone (*Ovis aries musimon*)

Il muflone è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei bovidi. Il peso si aggira sui 25-35 kg per le femmine mentre il maschio può arrivare anche ad un peso di 40 kg (Mazzi, 2021; Spagnesi & de Marinis, 2002). L'indole di questo animale è particolarmente sospettosa per cui l'approccio diretto con telenarcosi è difficilmente realizzabile, se non in spazi confinati, per cui è necessaria una cattura preliminare o una immobilizzazione fisica dell'animale (Mazzi, 2021). Attenzione alla somministrazione degli α_2 agonisti che sono associati alla comparsa di ipossiemia (N. Caulkett & Haigh, 2007).

Di seguito (Tabella 5) i protocolli farmacologici per il muflone (tutti i farmaci somministrati per via IM):

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Xilazina + Ketamina	X (2 mg/kg) K (5 mg/kg)	(Mejia et al., 2009)

Ketamina + Medetomidina	K (2,5 mg/kg) M (0,125 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990b)
Medetomidina + Ketamina + Morfina	M (0,07 mg/kg) K (2,5-3 mg/kg) Mo (0,60 mg/kg)	(Varela-Lopez et al., 2021)
Dexmedetomidina + Ketamina + Morfina	D (0,04 mg/kg) K (2,5-3,5 mg/kg) Mo (0,6 mg/kg)	(Varela-Lopez et al., 2021)
Carfentanyl + Xilazina	C (0,03 mg/kg) X (0,2 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)

Tabella 5 Protocolli farmacologici per la cattura del muflone

Mejia et al. nel 2009 si occuparono della immobilizzazione di due mufloni di 3 e 6 anni d'età e dal peso di circa 50 kg custoditi presso lo zoo di Irapuato (Messico) per il prelievo di materiale seminale tramite elettroeiaculazione. L'anestesia venne ottenuta tramite la somministrazione di xilazina (2 mg/kg) + ketamina (5 mg/kg) per via IM tramite un dardo espulso da una pistola ad aria compressa.

Varela-Lopez et al. nel 2021 hanno pubblicato uno studio sull'immobilizzazione dei mufloni utilizzando due protocolli IM: medetomidina (0,07 mg/kg) + ketamina (2,4-3,3 mg/kg) + morfina (0,60 mg/kg) (MKM) e dexmedetomidina (0,003-0,005 mg/kg) + ketamina (2,5-3,5 mg/kg) + morfina (0,6 mg/kg) (DKM). Durante l'immobilizzazione sono state registrate la frequenza cardiaca, respiratoria, temperatura rettale, pressione sistolica, diastolica e media tramite strumenti non invasivi, saturazione dell'ossigeno e la quantità di CO₂ espirata. Durante l'immobilizzazione non è stata registrata nessuna differenza significativa tra i valori misurati in nessun momento se non nella pressione arteriosa e nella

frequenza respiratoria. Entrambi i protocolli hanno provveduto ad una immobilizzazione di almeno 40 minuti con possibilità di procedure minori sull'animale e l'intubazione endotracheale.

3.2.6 - Stambecco (*Capra ibex*)

Lo stambecco è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei Bovidi, nella specie è spiccato il dimorfismo sessuale: il maschio ha dimensioni maggiori e un peso che oscilla tra 80 kg e 100 kg mentre la femmina tra 30 kg e 50 kg (Sipl, 2003). Lo stambecco ha scarso timore dell'uomo, è quindi agevole la cattura con cerbottane o fucili lanciasiringhe ma talvolta è consigliato un grado di sedazione medio per permettere all'animale un minimo controllo dei propri movimenti visti i luoghi impervi in cui possono essere catturati (Mazzi, 2021).

Di seguito (Tabella 6) i protocolli indicati per la cattura farmacologica dello stambecco con somministrazione IM dei farmaci:

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Medetomidina	K (1,5 mg/kg) M (0,08-0,140 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990b)
Ketamina + Detomidina	K (1,4-2 mg/kg) D (0,190-0,270 mg/kg) Il dosaggio minore di ketamina (1,4) è da associare al dosaggio maggiore di detomidina (0,27) e viceversa	(Santiago-Moreno et al., 2011)
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (3,4 mg/kg)	(Santiago-Moreno et al., 2011)

Xilazina + Ketamina	X (0,73-0,89 mg/kg) K (0,24-0,3 mg/kg) X (1,6-2,3 mg/kg) K (0,46-0,66 mg/kg) Il protocollo con i dosaggi inferiori è relativo al maschio, quello con dosaggi superiori alla femmina	(Brivio et al., 2015)
---------------------------	---	-----------------------

Tabella 6 Protocolli farmacologici per la cattura dello stambecco

Nello stambecco iberico Santiago-Moreno et al. condussero uno studio con tre differenti protocolli per valutarne gli effetti e l'efficacia nell'immobilizzazione per il prelievo del seme negli animali. I protocolli IM utilizzati furono: detomidina (0,19 mg/kg) + ketamina (2 mg/kg), detomidina (0,27 mg/kg) + ketamina (1,4 mg/kg) e tiletamina/zolazepam (3,4 mg/kg). Gli animali utilizzati sono stati nove maschi d'età compresa tra 3 e 7 anni con un peso medio di 38,5 kg. Dagli animali sono stati prelevati campioni di sangue dalla vena giugulare prima e dopo l'immobilizzazione per valutarne i parametri biochimici. Al termine delle procedure l'atipamezolo IM è stato somministrato alla dose 0,4 mg/kg nei protocolli con detomidina. Ogni animale è stato immobilizzato due volte con ogni protocollo con registrazione della frequenza respiratoria, cardiaca e temperatura rettale oltre ai parametri biochimici ematici. In generale ogni protocollo ha provocato una rapida e tranquilla induzione ed un sufficiente miorilassamento per poter stimolare un'elettroeiaculazione. Il tempo di induzione è stato variabile tra i 3 e i 12 minuti ma senza correlazione significativa con il protocollo utilizzato. Il miglior miorilassamento è stato notato con il protocollo tiletamina/zolazepam e la dose maggiore di detomidina. I protocolli detomidina-ketamina hanno provocato bradicardia e incremento della fr. T/Z non ha modificato i valori di frequenza cardiaca e respiratoria. La temperatura è rimasta costante con tutti i protocolli. Una volta somministrato atipamezolo il risveglio è stato tranquillo in

tempi brevi (1-13 minuti) ma più lungo con tiletammina/zolazepam per mancanza di un antagonista (40-90 min). I parametri biochimici per i diversi protocolli confrontati tra loro (un prelievo prima dell'immobilizzazione e un altro dopo 30 min in ogni animale per ogni protocollo) ha evidenziato un incremento del glucosio ematico in tutti i casi mentre gli altri valori non hanno mostrato cambiamenti (se non un leggero aumento di potassio con il protocollo alle dosi maggiori di detomidina ma sempre nei range fisiologici). Anche i parametri misurati sull'eiaculato (volume, concentrazione totale di spermatozoi, motilità, variabilità, integrità della membrana plasmatica, anormalità e integrità dell'acrosoma) non hanno mostrato differenze significative tra i protocolli.

Brivio et al. hanno studiato l'impatto dell'immobilizzazione chimica sullo stambecco delle Alpi nei giorni successivi al rilascio, monitorando lo spazio esplorato dagli animali, il loro livello di attività e il livello ormonale nel maschio. Gli animali (10 maschi tra 8 e 13 anni d'età e 9 femmine tra i 4 e i 15 anni d'età) sono stati catturati nel territorio del Parco Nazionale del Gran Paradiso, sedati tramite un fucile a CO₂ da una distanza media di 26 +/- 6 metri. Il protocollo IM utilizzato prevede l'uso di xilazina (0,73-0,89 mg/kg) + ketamina (0,24-0,3 mg/kg) nei maschi mentre nelle femmine i dosaggi utilizzati sono stati maggiori (xilazina 1,60-2,3 mg/kg + ketamina 0,46-0,66 mg/kg) per la loro reattività e il loro livello di allarme, al momento dell'approccio con i dardi, che è sempre maggiore rispetto ai maschi. Una volta somministrati i farmaci gli animali hanno impiegato circa 10 minuti per raggiungere l'immobilità, dopodiché sono stati manipolati per la misura del peso corporeo, la raccolta di dati biometrici e il prelievo di campioni biologici. Gli stambecchi sono stati monitorati durante l'immobilizzazione con il rilievo della temperatura corporea, frequenza cardiaca e respiratoria. Gli animali sono infine stati dotati di collare GPS o marca auricolare per il monitoraggio nei giorni successivi. Al termine delle procedure è stato somministrato 1 ml di atipamezolo IM e gli animali sono stati rilasciati dopo 45 minuti dalla cattura senza la comparsa di effetti avversi (durante tutta la fase dell'anestesia). Il monitoraggio degli animali post immobilizzazione ha portato ad evidenziare una leggera riduzione dei livelli di attività nei maschi e nelle femmine ma solo per 2 giorni post-cattura.

3.2.7 - Camoscio (*Rupicapra rupicapra*)

Il camoscio è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei Bovidi, hanno grande sensibilità nei confronti dei farmaci alpha2 agonisti che quindi devono essere dosati con attenzione (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015). Il peso di questi animali varia tra i 25 kg e i 50 kg (Gunderson, 2003). Di seguito (Tabella 7) i protocolli IM per la cattura del camoscio

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Xilazina	K (3 mg/kg) X (2,5 mg/kg)	(Dematteis et al., 2009)
Xilazina	X (2,6-3,6 mg/kg) Atipamez 1:10	(Dematteis et al., 2008)
Ketamina + Medetomidina	K (1,5-2 mg/kg) M (0,07-0,1 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990b)
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (7,7 mg/kg)	(Chaduc et al., 1993)

Tabella 7 Protocolli farmacologici per la cattura del camoscio

Nel camoscio alpino Dematteis et al. hanno studiato un protocollo valido e sicuro a base di xilazina e ketamina provando vari dosaggi in circa 155 camosci delle Alpi durante vari progetti di ripopolazione. In 57 soggetti il protocollo è stato antagonizzato con atipamezolo IM (in dosi variabili da 2,5 a 13 mg per animale a seconda della dose di xilazina utilizzata). Durante l'immobilizzazione gli animali sono stati monitorati con la misurazione della temperatura rettale, frequenza cardiaca e respiratoria subito dopo l'immobilizzazione e 30 minuti dopo che questa è avvenuta. In ogni caso è stato assegnato un punteggio al livello di immobilizzazione ottenuto a seconda della risposta dell'animale alla manipolazione e all'applicazione di una marca auricolare. Anche i tempi di induzione (dalla iniezione alla completa immobilizzazione), i tempi di manipolazione (dall'induzione alla somministrazione di atipamezolo) e i tempi di

risveglio (dall'antagonista al completo risveglio dell'animale) sono stati registrati. I dati raccolti sono stati statisticamente analizzati per comprendere le differenze tra dosaggio e classe d'età degli animali, tempi di induzione ed età, tempi di induzione e profondità anestesia, differenze tra i parametri clinici monitorati subito e dopo 30 minuti e tempo di risveglio in relazione all'età e correlazione tra dosaggio dei farmaci e tempi di induzione. Il tempo di induzione medio è di 7 minuti con tempi maggiori nell'adulto rispetto ai giovani. Il tempo medio di manipolazione è stato di 71 +/- 13 minuti. In 7 camosci è stata osservata ipertermia nei quali due hanno mostrato anche depressione respiratoria. Altri 8 animali hanno mostrato segni di depressione cardio-circolatoria e respiratoria (mucose cianotiche, tempi di riempimento capillare aumentato). Questi soggetti che hanno mostrato anomalie sono stati trattati con una dose di atipamezolo (0,2-0,4 mg/kg). Non sono stati registrati segni di rigidità muscolare. In totale sono morti 6 animali dei quali 4 mostravano segni di depressione respiratoria o cardio-circolatoria associate ad ipertermia in 2 casi. Gli altri 2 animali sono morti per le ferite provocate dalla caduta dalle rocce durante il periodo di induzione. Per stabilire un protocollo farmacologico sicuro sono stati esclusi i camosci che hanno ricevuto dosi maggiori rispetto alla media di entrambi i farmaci ottenendo così un sottogruppo di 25 animali che ha ricevuto 2,5 mg/kg di xilazina + 3 mg/kg di ketamina con tempo di induzione sotto ai 10 minuti e il 92% dei soggetti sedati profondamente. L'atipamezolo è stato somministrato a 57 animali in media dopo 71-91 minuti dall'induzione ad eccezione di quelli che l'hanno ricevuto per comparsa di complicanze. Il tempo di risveglio è stato di circa 4 minuti (da 15 secondi a 19 minuti) mentre i camosci che non hanno ricevuto l'antagonista hanno recuperato naturalmente in circa 129-149 minuti. Al termine delle procedure è quindi stato stabilito che un dosaggio sicuro che non tiene conto del sesso e dell'età degli animali corrisponde a 2,5 mg/kg di xilazina e 3 mg/kg di ketamina. Per il calcolo delle dosi è possibile considerare il peso medio della popolazione target durante il periodo di cattura selezionato (in questo caso 25,2 kg).

Dematteis et al. si sono anche occupati di stabilire la dose adeguata della xilazina utilizzata come unico agente immobilizzante nei camosci alpini. Tra il 1996 e il 2005 sono stati catturati 215 camosci con una singola dose IM di xilazina tramite

dardi. Una volta catturati gli animali sono stati sottoposti a misurazioni per raccolta di misure biometriche, pesati, applicata una marca auricolare e classificati secondo la classe d'età (giovani da 11 a 24 mesi e adulti oltre i 24 mesi). Al termine delle operazioni è stato somministrato atipamezolo in dosi tra 1 e 13 mg. In ogni animale sono stati registrati i tempi di induzione, manipolazione e risveglio oltre che alla temperatura rettale, frequenza cardiaca e respiratoria all'inizio e dopo 30 minuti di immobilizzazione. Al livello di sedazione di ogni animale è stato assegnato un punteggio. L'età media è risultata di 5-7 anni e il peso medio degli animali di 25,5 kg. Il tempo di induzione medio è stato di 7,6 minuti con maggiore lunghezza negli adulti (nessuna differenza tra i sessi), la dose media di xilazina ricevuta dai camosci con tempi di induzione sotto ai 10 minuti è stata di 2,6 mg/kg. La dose necessaria per avere leggera o profonda sedazione è risultata molto diversa così come i tempi di induzione nei tre livelli di profondità dell'anestesia. Sono state notate differenze significative anche nella frequenza respiratoria e nella temperatura rettale tra i protocolli mentre non è cambiata significativamente la frequenza cardiaca. Sul totale degli animali 19 camosci hanno mostrato segni di depressione respiratoria e cardio-circolatoria. L'ipertermia (sopra ai 41°C di temperatura corporea) si è manifestata in 1 giovane e 17 adulti. In 9 casi di questi 17 l'ipertermia era associata a depressione respiratoria e cardiocircolatoria. I soggetti che hanno manifestato alterazioni cliniche sono stati immediatamente trattati con atipamezolo IV (1 mg di atipamezolo ogni 10 mg di xilazina somministrata: 1:10) con 17 sopravvissuti e 10 decessi. Sono morti 1 giovane e 9 adulti, tutti con segni di depressione cardio-circolatoria e respiratoria, 2 di questi 9 adulti hanno mostrato segni anche di ipertermia. L'atipamezolo è stato somministrato in 201 camosci IM in media 83 minuti dopo la somministrazione di xilazina. Il risveglio è stato di circa 5 minuti nei soggetti antagonizzati con i maschi adulti che hanno impiegato più tempo rispetto ai maschi giovani (5,5 minuti contro 4 minuti). Gli altri soggetti si sono risvegliati naturalmente in circa 147 minuti. Dai risultati ottenuti la xilazina è risultata essere efficace per l'immobilizzazione chimica del camoscio alpino con tempo di induzione medio di 7 minuti e l'83,3 % degli animali immobilizzati entro 10 minuti. Il dosaggio suggerito è compreso tra 2,6 e 3,6 mg/kg con l'86% di

possibilità di ottenere l'immobilizzazione entro 10 minuti (media di 7 minuti), una sedazione profonda nell'80,7% dei soggetti e una mortalità del 3-5%. La xilazina dovrebbe essere antagonizzata entro 90 minuti con atipamezolo in rapporto 1:10.

3.2.8 - Lupo (*Canis lupus*)

Il lupo è un carnivoro appartenente alla famiglia dei Canidi; è l'animale di dimensioni maggiori all'interno di questa famiglia ed è ampiamente diffuso su tutto il territorio italiano ad eccezione delle isole. Il suo peso medio varia da 25 a 35 kg con possibilità di arrivare anche a 40-45 kg negli esemplari maschi adulti. Il peso in genere dipende dalla sottospecie presa in considerazione con la regola generale che quelle diffuse nelle regioni meridionali del globo hanno dimensioni inferiori a quelle diffuse a nord (Smith & Myers, 2002).

Di seguito (Tabella 8) i protocolli farmacologici per la cattura del lupo (somministrazione dei farmaci per via IM):

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Medetomidina	K (3-4 mg/kg) M (0,06-0,08 mg/kg)	(Holz et al., 1994; Kreeger & Arnemo, 1996)
Medetomidina	M (0,05 mg/kg)	(Kreeger et al., 1996)
Xilazina + Butorfanolo	X (2 mg/kg) B (0,4 mg/kg)	(Kreeger et al., 1989)
Ketamina + Xilazina	K (4-10 mg/kg) X (1-3 mg/kg)	(Kreeger et al., 1987)

Xilazina	X (2-4 mg/kg) il dosaggio inferiore è indicato per i lupi in cattività mentre quello superiore per lupi selvatici	(Kreeger et al., 1988; Philo, 1978)
Tiletamina/Zolazepam + Xilazina	T/Z (10 mg/kg) X (1,5 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Ketamina + Acepromazina	K (10 mg/kg) A (0,15 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Tiletamina/Zolazepam	T/Z (5-10 mg/kg)	(Kreeger, Seal, Callahan, et al., 1990)

Tabella 8 Protocolli farmacologici per la cattura del lupo

Per quanto riguarda il lupo, Holz et al., nel 1994 pubblicarono uno studio sull'immobilizzazione chimica del lupo utilizzando ketamina (2,2-3,2 mg/kg) + medetomidina (0,045-0,065 mg/kg) somministrando alla metà dei soggetti (8 lupi su 16 totali) anche atropina (0,041-0,057 mg/kg) per valutare le differenze emerse. Ogni gruppo è stato costituito da 4 maschi e 4 femmine scelti casualmente, i farmaci sono stati somministrati IM con una stima del peso corporeo. Una volta immobilizzati gli animali sono stati pesati, e ogni 5 minuti, sono stati registrati i valori di frequenza cardiaca, respiratoria e temperatura rettale. Sono poi stati fatti anche prelievi ematici a 0, 15 e 30 minuti post immobilizzazione per valutare parametri ematici e biochimici. In 6 lupi (3 per ogni gruppo) sono stati fatti prelievi alle stesse tempistiche per un'analisi dei gas ematici. Dopo un tempo medio di 53 +/- 8,3 minuti per il gruppo atropinizzato e 56,3 +/- 12 minuti per il gruppo non atropinizzato è stato somministrato atipamezolo 10 mg di cui 5 mg IV e 5 mg IM corrispondente ad una dose media di 0,238-0,278 mg/kg per il gruppo atropinizzato e 0,222-0,302 mg/kg per il gruppo con solo farmaci anestetici. Dai risultati emersi si è evidenziata una differenza nei tempi di risveglio dal momento

della somministrazione di atipamezolo (8 minuti per il gruppo atropinizzato contro i 3 minuti medi per il gruppo non atropinizzato). Il gruppo atropinizzato ha manifestato una frequenza cardiaca maggiore (151 bpm medi vs 65 bpm medi). L'aritmia si è manifestata nei soggetti non atropinizzati ma senza l'uso dell'ECG non è stata possibile la descrizione precisa del tipo di aritmia. Il gruppo non atropinizzato ha manifestato una eccessiva salivazione a differenza dell'altro. Non sono emerse differenze per quanto riguarda emesi e vomito post risveglio. Dai gas ematici è emersa una lieve acidosi in entrambi i gruppi (probabilmente dovuta all'attività motoria prima della cattura visto che i valori dei gas ematici sono risultati nella norma) mentre i parametri ematici e biochimici non hanno mostrato differenze. Con questi protocolli tutti i lupi sono stati adeguatamente immobilizzati per poter effettuare tutte le procedure descritte, la temperatura corporea è risultata elevata ad inizio immobilizzazione in entrambi i gruppi per poi decrescere nel tempo. L'aggiunta di atropina al protocollo riduce il rischio di bradicardia, aritmia ed eccessiva salivazione. Nessun soggetto è giunto a morte e il risveglio ha evidenziato vomito nel 56% dei lupi (quando la posizione quadrupedale era già stata recuperata, quindi evitando il rischio aspirazione).

Nel giugno del 1987 Kreeger et al. portarono a termine un esperimento per valutare nel lupo un protocollo IM costituito da xilazina (2 mg/kg) + butorfanolo (0,2 mg/kg) e la loro antagonizzazione con l'uso di naloxone (0,05 mg/kg) e yohimbina (0,125 o 0,250 mg/kg). Lo studio è stato suddiviso in 5 esperimenti separati. Il primo esperimento è stato condotto su 3 lupi maschi adulti e 3 femmine adulte immobilizzati con il protocollo riportato in precedenza e dotati di ECG, misuratore di pressione arteriosa oscillometrico con registrazione dei valori (oltre anche alla frequenza respiratoria) ogni 5 minuti per i primi 15 minuti e ad ogni minuto per 10 minuti dopo l'uso degli antagonisti o fino a quando i lupi non hanno provato ad alzarsi. Dopo 15 minuti di immobilizzazione ogni lupo ha ricevuto, nel corso di più settimane, naloxone + 0,125 mg/kg di yohimbina, naloxone + 0,250 mg/kg di yohimbina e soluzione fisiologica. Dopodiché è stato registrato il tempo impiegato per alzare la testa dalla posizione di decubito e il tempo per ritornare a camminare (in modo coordinato e sicuro). Nel secondo esperimento gli stessi 6 animali immobilizzati con lo stesso protocollo non hanno ricevuto farmaci

antagonisti ma atropina IM 15 minuti post-induzione per determinare i suoi effetti cronotropi e inotropi. I valori clinici sono stati registrati ogni minuto per 5 minuti post iniezione di atropina. Nel terzo esperimento 8 differenti lupi (3 femmine e 5 maschi) sono stati immobilizzati con lo stesso protocollo ma hanno ricevuto solo naloxone come antagonista per determinare la capacità del farmaco di antagonizzare il butorfanolo. Nel quarto esperimento 3 maschi hanno ricevuto solo butorfanolo 0,4 mg/kg IM senza antagonista per verificare la reazione a questo farmaco. Nel quinto ed ultimo esperimento 1 femmina e 2 maschi hanno ricevuto solo xilazina 2 mg/kg per valutare la reazione nei confronti di questo farmaco. I lupi che hanno ricevuto butorfanolo + xilazina hanno assunto posizione di decubito in 4,4 minuti di media ma non erano del tutto immobilizzati fino a 11 minuti dopo l'iniezione. Durante l'immobilizzazione tutti i valori si sono mantenuti costanti. Dopo l'iniezione della soluzione salina i valori non hanno subito cambiamenti, un minuto dopo la somministrazione di naloxone e yohimbina la frequenza cardiaca è salita notevolmente per due minuti per poi decrescere. Non ci sono state differenze nella modificazione della frequenza cardiaca, della pressione arteriosa e della frequenza respiratoria tra le due dosi di yohimbina. Entrambe le dosi hanno accorciato i tempi di risveglio con i lupi in grado di camminare in media a 40 minuti dall'iniezione del protocollo anestetico. Gli animali del secondo esperimento hanno mostrato incremento della frequenza cardiaca e della pressione arteriosa entro 3 minuti dalla somministrazione di atropina. Nel terzo esperimento i lupi immobilizzati con xilazina e butorfanolo che hanno ricevuto solo naloxone hanno mostrato segni di sedazione da xilazina con leggera risposta agli stimoli esterni per poi tornare ad uno stato di profonda sedazione. Nel quarto esperimento gli animali che hanno ricevuto solo butorfanolo hanno mostrato segni di sedazione in 18 minuti ma con risposta agli stimoli rumorosi esterni. Il recupero in questi animali è stato di 166 minuti in media. Nel quinto ed ultimo esperimento i lupi che hanno ricevuto solo xilazina hanno raggiunto un livello di profonda sedazione in 9 minuti con risposta agli stimoli esterni per poi tornare ad uno stato di sedazione immediatamente dopo. Il ritorno ad uno stato normale ha impiegato in media 128 minuti. Le conclusioni di questo esperimento sono state che il protocollo è risultato efficace per immobilizzare lupi in cattività (non è stato

provato su lupi molto eccitati o agitati), naloxone e yohimbina sono in grado di antagonizzare il protocollo e non sono stati registrati effetti indesiderati a livello cardio-polmonare.

Kreeger et al hanno studiato gli effetti di un protocollo costituito da xilazina (2,2 mg/kg) + ketamina (6,6 mg/kg) e l'antagonizzazione con yohimbina IV. La prova è stata condotta su 11 lupi adulti (4 femmine e 7 maschi) suddividendoli in vari esperimenti. Nel primo esperimento 5 lupi (1 maschio e 4 femmine) sono stati immobilizzati con il protocollo indicato, dopodiché sono stati monitorati con ECG e oscillometrico per monitorare la pressione arteriosa. I valori sono stati registrati ogni minuto per i primi 5 minuti mentre dopo ogni 5 minuti fino alla somministrazione di yohimbina. Esattamente 20 minuti dopo l'induzione agli animali è stata somministrata yohimbina a varie dosi ripetendo l'esperimento finché ogni animale non ha ricevuto tutte le dosi (0,05-0,10-0,15-0,20-0,30-0,40-0,50-0,60 mg/kg o una dose comparabile di soluzione fisiologica. Dopo la somministrazione di yohimbina il manicotto per la pressione arteriosa e ECG hanno raccolto i valori clinici ogni minuto per 15 minuti o finché l'animale non ha provato ad alzarsi. Nel secondo esperimento 6 lupi (2 maschi e 4 femmine) sono stati immobilizzati con il medesimo protocollo e ricevendo le stesse diverse dosi di yohimbina. In questi soggetti sono stati monitorati il tempo impiegato per alzare la testa dalla somministrazione di yohimbina (o soluzione fisiologica) e il tempo impiegato per riprendere la capacità di camminare in un modo coordinato e sicuro (sempre calcolato dalla somministrazione dell'antagonista). Nel terzo esperimento si è voluto provare a capire se la capacità e il tempo di risveglio di un lupo dopo l'immobilizzazione con questo protocollo e l'antagonizzazione della xilazina dipende dalla capacità del metabolismo endogeno di ciascun animale di metabolizzare la ketamina. Per questo sono stati immobilizzati 11 lupi che hanno poi ricevuto 0,10 mg/kg di antagonista a 20, 40 o 60 minuti dopo l'induzione e sono stati registrati i tempi impiegati per alzare la testa e riprendere la deambulazione. Nella quarta ed ultima prova gli animali sono stati immobilizzati sempre con il medesimo protocollo per poi essere manipolati per prelievi di sangue e per la misura del peso con l'obiettivo di verificare se queste manualità possono ridurre il tempo di immobilizzazione misurando il tempo impiegato dai soggetti ad

alzare la testa. I risultati del primo esperimento hanno evidenziato un tempo di induzione medio di 4,5 minuti con bradicardia significativa dopo 10-20 minuti e ipertensione dopo 3-20 minuti. I lupi sono rimasti bradicardici e ipertesi per il resto del tempo. La somministrazione di fisiologica non ha cambiato questi parametri. L'iniezione di piccole dosi di yohimbina (0,05 e 0,10 mg/kg) ha incrementato la frequenza cardiaca dopo circa 10 minuti. La dose 0,15 mg/kg di yohimbina ha provocato un incremento della frequenza cardiaca ancora più rapido mentre le dosi 0,20-0,60 mg/kg hanno causato una marcata tachicardia. La pressione arteriosa è scesa sotto ai range fisiologici con tutte le dosi di yohimbina. Nel secondo esperimento sono stati registrati i tempi per il rialzo della testa che sono stati maggiori per le dosi minori mentre non si sono evidenziate differenze nelle dosi comprese tra 0,40 e 0,60 mg/kg di yohimbina. Anche il tempo di ripresa della deambulazione è stato maggiore alle dosi inferiori mentre nessuna differenza nelle dosi comprese tra 0,15 e 0,60 mg/kg. Nel terzo esperimento i lupi sono rimasti immobilizzati tutti per almeno 20 minuti, 8 dei quali anche per 40 minuti e solo 2 per 60 minuti. I tempi di risveglio e deambulazione sono diminuiti al crescere del tempo di immobilizzazione. Nel quarto ed ultimo esperimento i lupi manipolati durante l'immobilizzazione non hanno mostrato differenze nelle tempistiche (59 minuti per alzare la testa contro i 61 minuti dell'altro gruppo). Le conclusioni, osservando anche le pubblicazioni scientifiche presenti al momento, hanno portato gli autori a stabilire che un protocollo con xilazina e ketamina dovrebbe essere antagonizzato nei lupi con dosi di yohimbina inferiori o uguali a 0,15 mg/kg.

Philo nel 1978 pubblicò un articolo sull'efficacia della xilazina somministrata in 23 lupi artici allevati in dosi da 2,7 a 3,9 mg/kg IM. I dosaggi superiori sono stati necessari per lupi adulti agitati mentre i dosaggi inferiori sono stati utilizzati per animali giovani o adulti più tranquilli. Il tempo medio per osservare i primi effetti è stato di 2,5 minuti con decubito sternale in 3,7 minuti di media. Gli effetti massimi sono stati osservati a 15 minuti con una adeguata sedazione per 30-60 minuti. I tempi di risveglio sono stati maggiori nei lupi adulti (più di 7 anni) che nei giovani (2 o 3 anni) con tempi medi rispettivamente di 2,4 ore e 1,7 ore.

A completamento di ciò Kreeger et al. si occuparono di valutare sempre gli effetti della xilazina nell'immobilizzazione del lupo ma con la possibilità di antagonizzare gli effetti con la yohimbina. In questo studio 13 lupi adulti in cattività (7 femmine e 6 maschi) sono stati usati con somministrazione IM di xilazina 2,2 mg/kg. Dopo 30 minuti da questa somministrazione 6 animali hanno ricevuto 0,15 mg/kg di yohimbina IV mentre altri 7 una dose di soluzione fisiologica. Appena prima della somministrazione dell'antagonista (quindi dopo 30 minuti di immobilizzazione) la frequenza cardiaca e respiratoria sono state registrate così come i tempi di induzione (dalla iniezione di xilazina al decubito con la chiusura degli occhi) e risveglio (dall'iniezione dell'antagonista o della fisiologica alla ripresa della deambulazione). Il tempo di induzione medio è stato di circa 9 minuti con sedazione e decubito dell'animale e risposta variabile agli stimoli sonori. La fc è stata di 42 bpm e fr di 20 atti al minuto. Gli animali sono stati manipolati in sicurezza se approcciati silenziosamente e in modo delicato (l'iniezione IV non ha provocato reazioni sul momento). La frequenza cardiaca è risultata leggermente inferiore rispetto a quella di un lupo non sedato ma che dorme (42 bpm vs 52 bpm) mentre la frequenza respiratoria è risultata uguale. Philo nel precedente esperimento ha utilizzato una dose maggiore di xilazina ma i tempi di induzione e risveglio sono risultati simili e la frequenza respiratoria è risultata più regolare ai dosaggi minori. Per manipolazioni minori e di breve durata (< 15 minuti) è indicata la xilazina, con uso della museruola se la manipolazione è più invasiva. Il vantaggio di questo protocollo è la possibilità di poter ottenere una completa antagonizzazione. Nelle procedure con necessità di analgesia è suggerito il protocollo con xilazina e ketamina con immobilizzazione totale dell'animale ma risveglio più lento soprattutto se sono somministrate dosi aggiuntive di ketamina per prolungare l'anestesia.

Kreeger et al. studiarono anche l'efficacia della medetomidina come solo agente immobilizzante nel lupo. Per la prova sono stati utilizzati 5 lupi in cattività con iniezione IM di 0,05 mg/kg di medetomidina (gruppo 1) o 0,05 mg/kg di medetomidina + 0,027 mg/kg di atropina (gruppo 2). Il dosaggio è avvenuto con una stima del peso corporeo. Sono stati registrati poi il tempo di decubito sternale e induzione (animali non reattivi alla manipolazione). Durante l'immobilizzazione

sono stati monitorati i valori di temperatura rettale, del peso corporeo preciso e dotati di ECG e pulsiossimetro. La frequenza respiratoria è stata monitorata visivamente. Tutti i parametri sono stati registrati al momento iniziale dell'immobilizzazione ed ogni 5 minuti per 30 minuti. Dopo questi 30 minuti un gruppo è stato trattato con atipamezolo 0,250 mg/kg e un altro gruppo con yohimbina 0,2 mg/kg entrambi IV nella vena cefalica. Da qui sono stati registrati i tempi di risveglio (fino a che gli animali non rispondevano adeguatamente agli stimoli ambientali). Il tempo medio per raggiungere la posizione di decubito sternale è stato di 5,8 minuti per il primo gruppo e 4,4 minuti per il secondo. Il tempo di induzione è stato rispettivamente, per i due gruppi, di 13 e 11 minuti. Non ci sono state differenze nella saturazione dell'ossigeno, frequenza respiratoria e temperatura corporea tra i due gruppi. In 2 lupi del gruppo 1 si è verificato il pattern respiratorio di Cheyne-Stokes con aumento degli atti respiratori poi calo fino ad apnea in 20-30 secondi. Le mucose del primo gruppo erano in generale più pallide probabilmente all'ipotensione provocata dalla medetomidina. La frequenza cardiaca è stata significativamente superiore nel gruppo 2. Quando sedati, tutti i lupi sono stati manipolati in sicurezza (senza nessuna reazione alla manipolazione per il rilievo dei dati clinici e alla vaccinazione) senza segni di risveglio fino alla somministrazione dell'antagonista. L'atipamezolo ha provocato un completo risveglio in 2,8 minuti mentre la yohimbina ha provocato risvegli più lenti (> 5 minuti) e con scarsi effetti antagonizzanti. La medetomidina a 0,050 mg/kg è un farmaco affidabile per l'immobilizzazione dei lupi (il rischio è leggera bradicardia) e l'associazione con atropina aumenta la frequenza cardiaca (ma non i livelli della saturazione dell'ossigeno). L'atipamezolo a 0,250 mg/kg è stato l'antagonista efficace e da scegliere in caso di uso della medetomidina.

Kreeger et al. studiarono anche gli effetti dell'immobilizzazione nei lupi con tiletamina/zolazepam (TZ). Lo studio ha riguardato 8 maschi e 8 femmine, tutti adulti. Lo studio venne diviso in tre differenti prove. Nella prima, 10 lupi hanno ricevuto 5 mg/kg o 10 mg/kg di TZ IM con confronto nei tempi di induzione e risveglio. In un secondo momento questi animali sono stati sedati con 10 mg/kg di TZ e ai primi segni di risveglio (alla prima volta in cui l'animale ha alzato la testa) hanno ricevuto una dose booster di 5 mg/kg di TZ o 2,5 mg/kg di ketamina per

confrontare i tempi di risveglio con dosi booster di tiletamina o ketamina. Nella seconda prova 5 lupi sono stati sedati con TZ ricostituito e conservato a temperatura ambiente per 30 e 60 giorni mentre altri 5 lupi hanno ricevuto sempre 5 mg/kg di TZ ma dopo che questo è stato ricostituito con glicole propilenico e conservato per 60 giorni a -9°C. Nell'ultima prova 5 lupi hanno ricevuto 5 o 10 mg/kg di TZ in momenti diversi per poi essere monitorati con la registrazione della pressione arteriosa, temperatura, frequenza cardiaca e respiratoria ed ECG. I dati sono stati raccolti ad 1, 5, 10, 20 e 30 minuti. Dai risultati, nel primo esperimento non ci sono state differenze nei tempi di induzione ma quando lupi hanno ricevuto la dose maggiore hanno impiegato più tempo ad alzare la testa per la prima volta nel risveglio. I soggetti che hanno ricevuto la dose booster di TZ hanno impiegato più tempo rispetto ai soggetti che hanno ricevuto una dose booster di ketamina. L'induzione e il risveglio sono stati tranquilli e lineari ad eccezione di un soggetto in cui durante il risveglio si sono verificate atassia, incoordinazione e automutilazione ed ha richiesto la sedazione con 2,2 mg/kg di xilazina per mantenere l'animale tranquillo durante il risveglio. Nel secondo esperimento non ci sono state differenze tra gli animali sedati con TZ di 30 o 60 giorni mentre quelli sedati con TZ ricostituito con glicole propilenico hanno avuto solo tempi di induzione maggiori. Nella terza prova non ci sono state differenze nei parametri clinici monitorati tra le due dosi di TZ. Concludendo, gli autori hanno stabilito che la dose di 5 mg/kg ha prodotto risultati soddisfacenti non diversi dalla dose doppia (quindi inutile) e il mantenimento dell'anestesia è preferibilmente da effettuare con dosi booster di ketamina per un risveglio più rapido. Inoltre, la TZ ricostituita con acqua si è conservata adeguatamente per 60 giorni a temperatura ambiente così come quella con glicole propilenico conservata sottozero.

3.2.9 - Orso (*Ursus arctos*)

L'orso è un mammifero appartenente alla famiglia degli Ursidi. In Italia è presente con due sottospecie distinte: *Ursus arctos marsicanus* diffuso nell'appennino dell'Italia centrale (Abruzzo, Lazio, Marche e Molise) e *Ursus arctos arctos* presente nella zona orientale dell'arco alpino all'interno del Parco Naturale Adamello Brenta (Spagnesi & de Marinis, 2002). Un maschio adulto può pesare dai 135 kg fino a 410 kg, la femmina varia da 90 kg a 200 kg (Ballenger, 2002).

La sottospecie marsicana ha dimensioni leggermente inferiori con peso massimo nei maschi di circa 230 kg e femmine che raramente superano i 140 kg. (Budano et al., 2008). In inverno gli orsi entrano in una fase in cui il metabolismo rallenta notevolmente per cui richiedono dosaggi inferiori di farmaci anche fino al 50% rispetto al dosaggio normale (Evans et al., 2012; Teisberg et al., 2014).

Di seguito (Tabella 9) i protocolli farmacologici IM per la cattura dell'orso:

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Medetomidina	K (2,5-3 mg/kg) M (0,03-0,050 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990b)
Tiletamina/Zolazepam + Dexmedetomidina	T/Z (1,2-2,3 mg/kg) D (0,006-0,01 mg/kg) Le dosi minori sono indicate per orsi in cattività mentre quelle maggiori per orsi selvatici	(Teisberg et al., 2014)
Tiletamina/Zolazepam + Medetomidina	T/Z (2 mg/kg) M (0,06 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Tiletamina/Zolazepam	T/Z (8 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Tiletamina/Zolazepam + Xilazina	T/Z (3,6-4,2 mg/kg) X (2,4-2,8 mg/kg)	(Cattet et al., 2003)
Ketamina + Xilazina	K (4,6-9 mg/kg) X (2,8-6,40 mg/kg)	(Morelli et al., 2020)
Etorfina	E (0,08-0,15 mg/kg)	(Gatesman & Wiesner, 1982; Hebert et al., 1980)

Large Animal Immobilon (etorfina 2,45 mg/ml + acepromazina 10 mg/ml) + Xilazina	Si dosa l'etorfina a 0,016 mg/kg X (0,09-0,18 mg/kg)	(Gatesman & Wiesner, 1982)
Carfentanyl + Xilazina	C (0,012 mg/kg) X (0,3 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)

Tabella 9 Protocolli farmacologici per la cattura dell'orso

L'uso dei protocolli costituiti da ketamina e medetomidina è stato ampiamente documentato e testato da parte di Jalanka & Roeken con risultati soddisfacenti in molte specie. In particolare, nei carnivori l'induzione è risultata essere tranquilla e senza complicanze con immobilizzazione completa e sicura, miorilassamento da buono ad eccellente, frequenza cardiaca e respiratoria stabile. Nell'orso bruno è importante somministrare una dose adeguata di ketamina per evitare risvegli improvvisi. Con questo protocollo l'orso in genere recupera durante la terza ora dall'immobilizzazione per essere completamente ristabilito alla quarta ora. Nell'orso la somministrazione IM di dosi aggiuntive 2 mg/kg di ketamina ogni 30 minuti prolunga il tempo di immobilizzazione.

Teisberg et al. immobilizzarono diversi orsi bruni, sia in cattività che in natura per testare un protocollo costituito da dexmedetomidina e tiletamina/zolazepam IM. Negli orsi in cattività le dosi di 1,23 mg/kg di TZ e 0,006 mg/kg di dexmedetomidina hanno provocato atassia in 3 minuti di media e induzione dell'anestesia in 8 minuti. L'immobilizzazione è risultata essere sicura e completa (anche con operazioni dolorose come la biopsia di tessuto adiposo o la raccolta di liquido cefalorachidiano). Negli animali selvatici sedati con fucile lancia siringhe da un elicottero i dosaggi sono stati maggiori (2,06 mg/kg di TZ e 0,01 mg/kg di dexmedetomidina) con atassia in 2,5 minuti ed anestesia in 5,5 minuti. In queste prove nessun orso ha manifestato segni di ipossiemia o ipoventilazione mentre solo una lieve bradicardia si è manifestata in tutti gli orsi durante

l'immobilizzazione nella stagione attiva degli orsi (da maggio a settembre). Durante la stagione di inattività dell'orso (da novembre a marzo) i dosaggi testati negli orsi in cattività sono stati efficaci alla metà della dose normale. Il tempo trascorso dall'induzione al risveglio è stato influenzato principalmente dal dosaggio iniziale dei farmaci (in modo direttamente proporzionale) e dalla frequenza cardiaca durante l'immobilizzazione (in modo inversamente proporzionale). La durata dell'anestesia è stata di circa 86 minuti negli orsi in cattività nella stagione attiva, 60 minuti negli orsi in cattività nella stagione del letargo e 88 minuti negli orsi selvatici. Il tempo di risveglio in seguito all'iniezione IV di atipamezolo è stato di 28 minuti negli orsi allevati e 39 minuti negli orsi selvatici in rapporto 10:1 rispetto alla dose di dexmedetomidina utilizzata. Nessun orso è morto durante le procedure quindi concludendo gli autori raccomandano il protocollo come sicuro ed efficace per l'immobilizzazione degli orsi.

Cattet et al. si occuparono di valutare l'efficacia dei protocolli costituiti da xilazina + tiletamina/zolazepam o solamente tiletamina/zolazepam in un campione di 46 orsi. Un gruppo venne immobilizzato con TZ 8-10 mg/kg ed un altro gruppo con 2,4 mg/kg di xilazina + 3,6 mg/kg di TZ. Durante l'anestesia gli orsi sono stati monitorati per quanto riguarda i loro parametri clinici e registrati i tempi di induzione (in media 5 minuti in entrambi i protocolli) e risveglio (solo nel protocollo con xilazina, dopo antagonizzazione con yohimbina metà IV e metà IM o tutto IM a 0,15-0,2 mg/kg, tempo medio di 15 minuti). Gli orsi anestetizzati con XTZ hanno mostrato frequenza cardiaca più bassa e temperatura rettale più elevata con rischio ipertermia concreto se la temperatura ambientale supera i 25°C; sempre in questo gruppo (XTZ) 9 orsi hanno mostrato ipossiemia contrastata con successo tramite la somministrazione intranasale di ossigeno a 6-10 L/min. l'induzione con entrambi i protocolli è stata regolare con buon miorilassamento durante l'anestesia. Gli autori consigliano il protocollo XTZ per poterne contrastare gli effetti avversi e poter indurre il tempo di risveglio con la somministrazione di yohimbina.

Morelli et al. catturarono 4 orsi selvatici in Croazia e 20 (sempre selvatici) in Norvegia con l'obiettivo di valutare l'efficacia di due diverse metodologie di

misurazione della pressione sanguigna. Per l'immobilizzazione degli animali in Croazia è stato utilizzato un protocollo IM con xilazina (2,8-6,4 mg/kg) + ketamina (4,5-8,9 mg/kg) mentre in Scandinavia medetomidina (0,051-0,1 mg/kg) + tiletamina/zolazepam (2,5-7 mg/kg), sempre IM. Quest'ultimo protocollo è stato antagonizzato al termine delle procedure con atipamezolo IM a 5 volte la dose di medetomidina somministrata. Gli animali furono immobilizzati con successo con un tempo medio necessario per raggiungere la posizione di decubito di 17 minuti in Croazia e 6 minuti in Scandinavia. Il tempo di immobilizzazione è stato molto variabile a seconda dell'organizzazione delle squadre di studiosi sul campo con variabilità da 61 a 231 minuti in Croazia e 4 a 52 minuti in Scandinavia. Il monitoraggio dei parametri clinici è iniziato 20-45 minuti dopo l'iniezione in Croazia e 15-160 minuti dopo in Scandinavia. Entrambi i protocolli hanno fornito una veloce induzione con un onset d'azione leggermente più breve per MTZ, in ogni caso in entrambi le occasioni è stata necessaria una somministrazione di ketamina per prolungare l'immobilizzazione. Il protocollo XK ha provocato un buon miorilassamento generale ma allo stesso tempo una maggiore difficoltà nello stabilire la profondità dell'anestesia per cui è stata necessaria maggiore attenzione. La frequenza cardiaca è diminuita in entrambi i protocolli ma non in modo significativamente rilevante.

Gatesman & Wiesner immobilizzarono circa 50 orsi allo zoo Hellabrunn di Monaco, tra cui orsi bruni e orsi polari. Gli anestetici utilizzati sono stati: immobilon (etorfina+acepromazina) e immobilon + xilazina. I farmaci sono stati somministrati per via IM. Una volta immobilizzati gli animali, è stata valutata la profondità dell'anestesia classificandola in 5 gradi di profondità e in caso di scarsa immobilizzazione è stata utilizzata una ulteriore dose di immobilon (fino ad un quarto della dose iniziale). Al termine delle operazioni è stata somministrata diprenorfina (dose doppia rispetto a quella di immobilon utilizzata) IM e sottocutanea. Durante le immobilizzazioni nessun orso è deceduto, sono stati osservati spasmi muscolari causati dall'etorfina quando utilizzata da sola e tre orsi hanno manifestato letargia e sonnolenza dopo l'antagonizzazione dei farmaci. Il tempo di induzione medio è stato di 13 minuti con il solo uso di immobilon e 15 minuti per immobilon + xilazina. Durante l'anestesia il respiro è stato lento e

profondo senza segni di cianosi. Dopo l'antagonizzazione dei farmaci la frequenza respiratoria è aumentata e gli orsi si sono alzati in 1-5 minuti (se l'iniezione è stata IV) o dopo 5-10 minuti se l'antagonizzazione è avvenuta per via IM. La xilazina è stata aggiunta al protocollo per migliorare il miorilassamento offerto dalla acepromazina ma non ha offerto riduzione dei tempi di induzione o allungamento dei tempi di risveglio. Concludendo gli autori hanno stabilito che il dosaggio efficace nell'orso bruno per ottenere una immobilizzazione adeguata a svolgere diverse manualità (tra cui anche procedure chirurgiche minori come la castrazione) è il seguente: 0,017 mg/kg di etorfina e il dosaggio di xilazina è stato considerato adeguato se in un animale di 300 kg o più sono stati somministrati 10 mg o, se il peso corporeo è inferiore a 300 kg, 5 mg. Hebert et al. dal 1975 al 1977 catturarono 17 orsi grizzly con l'uso della sola etorfina IM e antagonizzazione con diprenorfina. In generale i soggetti giovani hanno ricevuto dosi maggiori con tempo di induzione minore (3 minuti) rispetto agli adulti (3-11 minuti); il dosaggio effettivo somministrato è stato di 0,011-0,132 mg/kg. Durante il picco dell'immobilizzazione, la frequenza respiratoria è stata di 2-4 minuti mentre la frequenza cardiaca è stata di 32-64 bpm ed è sembrata meno correlata al dosaggio rispetto che all'età. Gli orsi che non hanno ricevuto l'antidoto sono rimasti immobilizzati per 5,5 ore indipendentemente dal dosaggio ricevuto. Il tempo di induzione non è apparso essere in relazione al dosaggio. L'etorfina è risultata essere un buon agente immobilizzante per gli orsi grizzly ma occorre prestare attenzione se si opera in ambienti freddi per il rischio ipotermia

3.2.10 - Lince (*Lynx lynx*)

La lince è un mammifero appartenente alla famiglia dei Felidi; è scarsamente presente sul territorio italiano, sono stati segnalati individui sulle Alpi orientali provenienti dalla popolazione slovena e altri sporadici avvistamenti in Lombardia, Piemonte e Valle d'Aosta provenienti dalla popolazione svizzera (Spagnesi & de Marinis, 2002). La lince è comunque allevata in molti giardini zoologici o parchi faunistici e la somministrazione dei farmaci in queste condizioni è facilmente realizzabile tramite l'uso della cerbottana (Mazzi, 2021). La lince euroasiatica è la più grande delle varie specie con un peso che varia da 18 kg per femmine ed animali giovani fino a 36 kg (Foster, 2010).

Di seguito (Tabella 10) i protocolli proposti per la cattura chimica della lince (farmaci somministrati per via IM):

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (5 mg/kg)	(Poole et al., 1993)
Ketamina + Medetomidina	K (2,5-3,5 mg/kg) M (0,08-0,1 mg/kg)	(Jalanka & Roeken, 1990b)
Ketamina + Xilazina	K (4,6 mg/kg) X (4 mg/kg)	(Ferrerias et al., 1994)
Ketamina + Xilazina	K (10 mg/kg) X (0,75 mg/kg)	(Rockhill et al., 2011)
Ketamina + Acepromazina	K (20 mg/kg) A (0,1 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Ketamina + Xilazina + Butorfanolo	K (4 mg/kg) M (0,04 mg/kg) B (0,4 mg/kg)	(Rockhill et al., 2011)

Tabella 10 Protocolli farmacologici per la cattura della lince

Nella lince, Poole et al. valutarono due protocolli IM costituiti da tiletammina/zolazepam e xilazina + ketamina. Il protocollo TZ ha immobilizzato 117 linci con un dosaggio medio di 4,8 mg/kg, tempo di induzione medio 4,4 minuti tempo medio per rialzare la testa dopo l'immobilizzazione di 49,7 minuti e 66,2 minuti per il risveglio completo. Il protocollo XK ha immobilizzato 31 linci con un tempo medio di induzione di 7,4 minuti, tempo medio per alzare la testa 36 minuti e tempo medio di risveglio 75,6 minuti. In più occasioni l'immobilizzazione

è stata prolungata con ulteriori iniezioni dei due protocolli. Un maschio adulto è morto dopo la somministrazione di 6,7 mg/kg di TZ senza una causa precisa e riconosciuta. Gli autori consigliano tuttavia l'uso del protocollo TZ per un tempo di induzione più rapido e una preparazione dei farmaci più semplice. Il dosaggio consigliato è di 5 mg/kg di TZ con possibilità di utilizzare 2 mg/kg quando è richiesta una leggera manipolazione dell'animale senza necessità di una piena anestesia.

Ferreras et al. nel 1994 pubblicarono i risultati di uno studio condotto in Spagna sulla lince iberica per valutare l'efficacia e l'affidabilità di un protocollo di immobilizzazione IM costituito da xilazina e ketamina nelle linci selvatiche (45 esemplari). Dal momento dell'iniezione sono stati registrati i tempi di induzione, il tempo di risveglio (dall'immobilizzazione al primo movimento della testa) oltre ai parametri clinici (fr, fc e temperatura). La dose media utilizzata di ketamina è stata di 4,6 mg/kg mentre per la xilazina 4 mg/kg. I tempi medi di induzione sono stati di 5,6 minuti mentre il tempo medio di risveglio 59 minuti. In 4 casi si sono verificate convulsioni per qualche minuto per poi scomparire. I tempi di risveglio in questi casi sono stati in media più lunghi (95 minuti vs 59 minuti) mentre i tempi di induzione non hanno mostrato differenze rispetto ai casi senza convulsioni. I parametri clinici sono risultati nella norma durante l'immobilizzazione. Nello studio, la dose di xilazina ha avuto un effetto di aumento dei tempi di risveglio all'aumentare della dose ma una riduzione nei tempi di induzione. Il protocollo è quindi suggerito come efficace nell'indurre una buona e incompleta immobilizzazione nelle linci iberiche.

Rockhill et al. valutarono l'efficacia di due protocolli IM nella lince ricavati dalle esperienze su varie specie affini pubblicate negli anni precedenti. Il primo costituito da xilazina (0,75 mg/kg) + ketamina (10 mg/kg), il secondo da ketamina (4 mg/kg) + medetomidina (0,04 mg/kg) + butorfanolo (0,4 mg/kg). I protocolli vennero antagonizzati con 0,2 mg/kg di yohimbina per il primo e 0,2 mg/kg di atipamezolo per il secondo. Vennero immobilizzati con uno dei due protocolli 11 esemplari precedentemente catturati nei quali sono stati registrati i tempi medi di sedazione (dall'iniezione alla prima comparsa dei segni di sedazione), tempo per raggiungere il decubito e tempo totale di immobilizzazione. Per il risveglio sono

stati registrati il tempo impiegato per rialzare la testa, per assumere la stazione quadrupedale e il tempo per il completo recupero dall'anestesia. Ogni 5 minuti sono stati registrati i valori clinici di fr, fc, temperatura e saturazione dell'ossigeno. La combinazione KX ha fornito tempi di sedazione e decubito più brevi (6 minuti vs 8 minuti e 10 minuti vs 25 minuti). I tempi per rialzare la testa, per alzarsi e completare il risveglio sono stati maggiori rispetto all'altro protocollo con un recupero completo in 46 minuti di media per KX contro 17,5 minuti di KMB. I valori clinici medi per KX sono stati 129 bpm, fr di 25 atti/minuto, 38,3°C di temperatura e 93% di saturazione dell'ossigeno. KMB ha fornito 97 bpm medi, fr di 33 atti/minuto, 38,4 °C di temperatura e 92% di saturazione dell'ossigeno. I risultati hanno portato gli autori a concludere che il protocollo KMB è affidabile per brevi sedazioni che non prevedono operazioni chirurgiche con una induzione tranquilla e un risveglio rapido. Anche il protocollo KX ha fornito buoni risultati nonostante tempi di risveglio più lunghi caratterizzati da tremori. La somministrazione di ossigeno intranasale è consigliata quando possibile nel protocollo KMB per la comparsa di bradicardia e ipotensione. Per procedure più dolorose e di durata superiore ai 30 minuti il protocollo KX è consigliato.

3.2.11 - Tasso (*Meles meles*)

Il tasso è un carnivoro appartenente alla famiglia dei Mustelidi. L'animale è presente in tutta la penisola italiana ad eccezione delle due isole maggiori Sicilia e Sardegna (Spagnesi & de Marinis, 2002). Il peso delle femmine varia da 6,5 kg fino a 14 kg mentre per i maschi il peso è superiore compreso tra 9 kg e 16,5 kg (Wang, 2011).

Di seguito (Tabella 11) i protocolli IM per la cattura chimica del tasso.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina	K (20 mg/kg)	(Mackintosh et al., 1976)

Ketamina + Medetomidina + Butorfanolo	K (8 mg/kg) M (0,04 mg/kg) B (0,8 mg/kg)	(de Leeuw et al., 2004)
Ketamina + Medetomidina + Butorfanolo	K (4 mg/kg) M (0,02 mg/kg) B (0,4 mg/kg)	(Mullineaux & Keeble, 2017)
Ketamina + Medetomidina	K (5-7,5 mg/kg) M (0,04 mg/kg)	(Mullineaux & Keeble, 2017)
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (10 mg/kg)	(Remonti et al., 2006; Travaini et al., 1994)
Ketamina + Xilazina	K (15,4-16,2 mg/kg) X (5,6-6,5 mg/kg)	(Travaini et al., 1994)

Tabella 11 Protocolli farmacologici per la cattura del tasso

Mackintosh et al. si occuparono di testare ed individuare l'agente anestetico più appropriato per l'immobilizzazione chimica del tasso. Tra le varie prove sono stati testati: etorfina + metotrimepreazina, ketamina, acepromazina e alotano. Nello studio sono stati immobilizzati 143 esemplari registrando i dosaggi utilizzati, il tempo di induzione e il tempo totale di immobilizzazione. L'etorfina non ha provocato risultati soddisfacenti provocando depressione respiratoria e morte in 3 esemplari nonostante tempo di induzione breve (5 minuti) e possibilità di antagonizzazione. L'alotano è risultato essere un farmaco adeguato e sicuro ma la sua natura di gas ne ha complicato enormemente l'utilizzo in situazioni di campo. La ketamina è stata utilizzata in 49 esemplari. In dosi di circa 20 mg/kg ha provocato induzione in 5 minuti con massimo miorilassamento e sedazione tra 8 e 20 minuti. Gli animali si sono rialzati dopo 40-45 minuti con recupero totale entro

60-80 minuti. Con dosaggi tra 10 e 15 mg/kg l'anestesia è risultata più superficiale con minor miorilassamento e inizio del risveglio dopo 25-30 minuti. Una piccola prova è stata condotta anche con acepromazina a 1-1,5 mg/kg che però ha provocato solo tranquillizzazione senza anestesia mentre se associata a ketamina (10-15 mg/kg) in dosi di 0,2-0,5 mg/kg induce adeguata immobilizzazione e rilassamento ma con letargia fino a 6 ore post iniezione.

De Leeuw et al. confrontarono due tipi di protocolli durante la cattura seguita da immobilizzazione chimica dei tassi per poter prelevare campioni di sangue, secrezioni salivari, feci e urine nel progetto di monitoraggio epidemiologico della tubercolosi. I protocolli IM utilizzati furono ketamina (20 mg/kg) e ketamina (8 mg/kg) + medetomidina (0,8 mg/kg) + butorfanolo (0,8 mg/kg) con monitoraggio dei parametri vitali durante l'anestesia. L'effetto della medetomidina è stato antagonizzato con atipamezolo IM in rapporto 1:1 e poi 1:0,5 volume/volume rispetto alla medetomidina. I tempi di induzione medi sono stati di 3 minuti nel protocollo con ketamina e 4 minuti in KMB. Il tempo di immobilizzazione totale sono stati più lunghi nel protocollo KMB (67 minuti vs 54 minuti). Il miorilassamento è stato migliore nel protocollo misto. I tassi trattati con ketamina hanno mostrato inizialmente fr e fc maggiori ma anche miglior colorazione delle mucose. La frequenza cardiaca è aumentata significativamente durante l'immobilizzazione nei tassi anestetizzati con ketamina. In generale il protocollo misto ha indotto un'anestesia bilanciata con completa immobilizzazione e possibilità di antagonizzazione dei farmaci (medetomidina) per ridurre i tempi di risveglio.

Mullineaux & Keeble, suggeriscono un protocollo simile per l'immobilizzazione del tasso (ketamina + butorfanolo + medetomidina), con variazioni dei dosaggi rispetto a quelli suggeriti dall'autore precedente, per le proprie esperienze di campo portate a termine con successo. Oltre a ciò, suggeriscono un protocollo con ketamina (5-7,5 mg/kg) + medetomidina (0,04 mg/kg) che ha fornito risultati soddisfacenti nella loro pratica clinica senza fornire ulteriori informazioni sul loro utilizzo.

Remonti et al. catturarono 3 esemplari di tasso nel nord Italia per applicare un radio collare e poterne studiare le abitudini nel corso del tempo. Gli animali

vennero prima catturati con apposite trappole per poi essere immobilizzati con successo con tiletammina/zolazepam (10 mg/kg) IM e rilasciati nel luogo di cattura. Non sono fornite ulteriori informazioni riguardo il protocollo anestetico se non la buona ripresa degli animali che sono poi stati monitorati nelle loro abitudini per 8-12 mesi.

Travaini et al. studiarono l'efficacia di due protocolli anestetici IM nel tasso costituiti da: xilazina (2,65-10,6 mg/kg) + ketamina (9,15-27,7 mg/kg) e tiletammina/zolazepam (8,20- 12,30 mg/kg). Vennero immobilizzati 34 esemplari precedentemente catturati poi monitorati durante l'anestesia per poi confrontare i valori tra i due protocolli. Il tempo di induzione è stato di 5 minuti per XK e 3 minuti per TZ. Il tempo di risveglio è stato di 40 minuti per XK e 50 minuti per TZ. Gli autori al termine dello studio preferiscono il protocollo TZ per il più rapido tempo di induzione e per una minor depressione cardio-respiratoria. Entrambi i protocolli provvedono a fornire una immobilizzazione che permette le manualità più generiche (la rilevazione del peso, delle misurazioni biometriche, applicazione radio collare).

3.2.12 - Volpe (*Vulpes vulpes*)

La volpe è un carnivoro appartenente alla famiglia dei Canidi dei quali rappresenta la specie più diffusa a livello mondiale, è infatti presente in tutto l'emisfero boreale e recentemente anche in Australia. Il maschio è di dimensioni leggermente superiori alla femmina con un range di peso che va da 3 a 14 kg a seconda del sesso e dell'età (Fox, 2007). Di seguito (Tabella 12) i protocolli IM per l'immobilizzazione chimica della volpe.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Medetomidina	K (4 mg/kg) M (0,04 o 0,06 mg/kg)	(Bertelsen & Villadsen, 2009)

Tiletammina/Zolazepam + Medetomidina	T/Z (2 mg/kg) M (0,04 mg/kg)	(Bertelsen & Villadsen, 2009)
Medetomidina + Butorfanolo + Midazolam	M (0,04 mg/kg) B (0,1 mg/kg) Mid (0,3 mg/kg)	(Bertelsen & Villadsen, 2009)
Ketamina + Xilazina	K (20 mg/kg) X (1 mg/kg)	(Kreeger, Seal, & Tester, 1990)
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (10 mg/kg)	(Kreeger, Seal, & Tester, 1990)
Medetomidina	M (0,12-0,14 mg/kg)	(Baldwin et al., 2008)

Tabella 12 Protocolli farmacologici per la cattura della volpe

Bertelsen & Villadsen si occuparono di valutare l'effetto a livello cardiopolmonare di quattro differenti protocolli a base di medetomidina nella volpe rossa. Gli animali utilizzati sono stati 10 esemplari adulti suddivisi casualmente in uno dei seguenti protocolli: MMiB con medetomidina (0,04 mg/kg) + midazolam (0,3 mg/kg) + butorfanolo (0,1 mg/kg), MK40/4 con medetomidina (0,04 mg/kg) + ketamina (4 mg/kg), MK60/4 con medetomidina (0,06 mg/kg) + ketamina (4 mg/kg) e MTZ con medetomidina (0,04 mg/kg) + tiletammina/zolazepam (2 mg/kg). Dopo 40 minuti di immobilizzazione è stato somministrato atipamezolo IM alla dose di 0,2 mg/kg. Durante lo studio sono stati registrati i valori di frequenza cardiaca, respiratoria, pressione sanguigna, temperatura rettale, saturazione dell'ossigeno nel sangue e la concentrazione di CO₂ a fine espirazione. Vennero registrati i tempi impiegati per indurre il decubito, l'immobilizzazione e il risveglio degli animali. Tutti i protocolli hanno prodotto una profonda sedazione con buon miorilassamento. Il tempo impiegato per il decubito laterale è stato di 3,9 minuti per MMiB, 2,3 minuti per MK40/4, 2 minuti per MK60/4 e 2,3 minuti per MTZ. L'induzione ha impiegato rispettivamente 8,7 minuti, 3,9 minuti 3,5 minuti e 3,7

minuti. I parametri vitali hanno evidenziato una pressione arteriosa elevata nelle fasi iniziali dell'anestesia, che poi è diminuita nel corso del tempo. Il protocollo MMiB ha mantenuto una frequenza cardiaca stabile ma inferiore rispetto agli altri protocolli soprattutto nelle fasi iniziali perché poi anche in MTZ, MK60/4 e MK40/4 la frequenza si è ridotta per poi stabilizzarsi (da 100 a 70 bpm). In tutti i protocolli la somministrazione di atipamezolo ha contribuito a ridurre la pressione sanguigna e ad incrementare la frequenza cardiaca in circa 2,7 minuti di media. La frequenza respiratoria è stata significativamente bassa con il protocollo MMiB per tutta l'anestesia mentre con gli altri protocolli è diminuita lentamente durante il tempo. Nei tre protocolli con cicloesilammine in particolare si è verificata inizialmente tachipnea per poi osservare una diminuzione della frequenza fino a stabilizzarsi sui 35 atti/minuto. Sempre in questi tre protocolli si è osservata un aumento della concentrazione di CO₂ a fine espirazione. La temperatura rettale è diminuita in tutti i protocolli durante l'anestesia senza superare il range fisiologico inferiore. I tempi di risveglio dopo la somministrazione di atipamezolo sono stati in media di 10,2 minuti per MMiB, 6,1 minuti per MK40/4, 6,3 minuti per MK60/4 e 5,9 minuti per MTZ. La durata del risveglio è stata significativamente più lunga per MMiB. Tutti i risvegli sono stati buoni ma con il protocollo MK60/4 sono stati tutti eccellenti. Secondo gli autori tutti i protocolli hanno indotto un'anestesia affidabile con possibilità di intubazione endotracheale e i protocolli con cicloesilammine hanno provveduto ad un'induzione più rapida così come il risveglio.

Kreeger et al., nel 1990 riportarono i risultati di una serie di immobilizzazioni chimiche sulle volpi rosse con l'obiettivo di impiantare un sensore di frequenza cardiaca e temperatura corporea radio trasmittente. I protocolli IM utilizzati sono stati: xilazina + ketamina, ketamina + promazina, ketamina + midazolam e tiletamina/zolazepam. Una volta somministrati i farmaci sono stati monitorati i tempi di induzione (fino alla perdita di coscienza), i tempi per rialzare la testa (tempo di risveglio) e i tempi per recuperare la capacità di deambulazione. Ai soggetti trattati con ketamina e xilazina è poi stata somministrata anche yohimbina per valutarne l'efficacia e la riduzione nei tempi di risveglio. I risultati hanno mostrato che il protocollo xilaxina+ketamina ha fornito rapida induzione (1,4

minuti di media) ma tempi di recupero lunghi senza l'utilizzo di yohimbina (86 minuti di media), ketamina+midazolam ha tempi di induzione maggiori (4,9 minuti di media) ma tempi di risveglio più brevi (18,6 minuti di media) con necessità di nuove dosi di ketamina per prolungare l'immobilizzazione. I protocolli con ketamina+promazina e tiletammina/zolazepam hanno mostrato tempi di induzione brevi (rispettivamente 2,7 minuti e 3,6 minuti di media) e tempi di risveglio adeguati con una media di 27,3 minuti e 25 minuti rispettivamente. Visti i risultati di questo studio gli autori suggeriscono i seguenti protocolli ai rispettivi dosaggi per l'immobilizzazione chimica delle volpi: ketamina (20 mg/kg) + xilazina (1 mg/kg), tiletammina/zolazepam (10 mg/kg) o ketamina (30 mg/kg) + promazina (5 mg/kg). Baldwin et al. immobilizzarono 30 esemplari di volpe rossa tramite la somministrazione IM di 0,14 mg/kg di medetomidina. L'antagonizzazione è avvenuta con la somministrazione di atipamezolo IM (0,4 mg/kg) dopo circa 44 minuti l'iniezione di medetomidina. I tempi di induzione registrati (dall'iniezione alla perdita di coscienza) sono stati di circa 18 minuti con un risveglio avvenuto in media dopo circa 4 minuti dall'uso dell'antagonista. I parametri fisiologici registrati si sono mantenuti nei range e non si è registrata mortalità, tuttavia, gli autori suggeriscono il protocollo solo per procedure non invasive visto il livello medio di sedazione e il mantenimento di un certo livello di rigidità muscolare e risvegli parziali improvvisi. Il protocollo ha dimostrato di possedere ampi margini di sicurezza, facile reperibilità dei farmaci necessari e possibilità di antagonizzarne gli effetti.

3.2.13 - Nutria (*Myocastor coypus*)

La nutria è un mammifero roditore appartenente alla famiglia dei Myocastoridae, di cui rappresenta l'unica specie vivente oggi. Il maschio ha dimensioni leggermente superiori rispetto alla femmina con un peso variabile tra i 5 e 10 kg a seconda del sesso e dell'età dell'animale (D'Elia, 1999). Di seguito (Tabella 13) i protocolli IM per l'immobilizzazione chimica della nutria.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Xilazina	X (4 mg/kg) X (0,5 mg/kg)	(Bó et al., 1994)
Tiletammina/Zolazepam	T/Z (7,8-11,7 mg/kg)	(Nolfo & Hammond, 2006)

Tabella 13 Protocolli farmacologici per la cattura della nutria

Bó et al. catturarono, per l'applicazione di un radio collare, 8 esemplari adulti di nutria tramite apposite trappole per poi procedere all'immobilizzazione chimica mediante l'iniezione IM di ketamina + xilazina. Durante lo studio sono stati registrati i dosaggi, i tempi di induzione (dall'iniezione alla perdita di coscienza) e tempi di risveglio (dalla perdita di coscienza al recupero della stazione quadrupedale). Il protocollo non ha provocato reazioni avverse, i dosaggi medi utilizzati sono stati di circa 4 mg/kg di ketamina e 0,5 mg/kg di xilazina, i tempi medi di induzione sono stati di 7,3 minuti e i tempi di risveglio di circa 46 minuti in media (circa 23 minuti impiegati per rialzare la testa). Solo due esemplari hanno richiesto dosi ulteriori di xilazina e ketamina per una parziale immobilizzazione probabilmente dovuta alla particolare agitazione dei soggetti. Il protocollo è consigliato dagli autori per procedure minime non invasive ma non per procedure chirurgiche.

Nolfo & Hammond, durante uno studio per l'impianto intraperitoneale di un apparecchio radiotrasmittente nelle nutrie, utilizzarono come agente immobilizzante tiletammina/zolazepam IM in 20 nutrie. Le dosi utilizzate furono

comprese tra 7,8 e 11,7 mg/kg o comunque fino al raggiungimento della completa immobilizzazione. Gli animali hanno ripreso conoscenza in circa 2 o 3 ore e non hanno mostrato nei giorni successivi segni di malattia dovuti all'anestesia.

3.2.14 - Cavallo (*Equus ferus caballus*)

Il cavallo è un ungulato perissodattilo appartenente alla famiglia degli Equidi. Questa specie è stata fortemente allevata dall'uomo con la creazione di numerose razze molto differenti per morfologia e dimensioni, infatti, il peso può variare dai 200 kg fino ad oltre 2000 kg e deve essere valutato attentamente (Sorin, 2001). Le occasioni principali che prevedono la cattura mediante telenarcosi riguardano animali imbizzarriti fuggiti da stalle o animali allevati allo stato brado difficilmente avvicinabili (Mazzi, 2021). Di seguito (Tabella 14) i principali protocolli IM per l'immobilizzazione chimica del cavallo.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Tiletammina/Zolazepam + Medetomidina	T/Z (3,6 mg/kg) M (0,15 mg/kg)	(Zabek et al., 2015)
Ketamina + Medetomidina	K (7,4 mg/kg) M (0,3 mg/kg)	(Roşu et al., 2021)
Carfentanyl + Xilazina	C (0,02 mg/kg) X (0,6 mg/kg)	(Kreeger & Arnemo, 1996)
Etorfina + Detomidina + Butorfanolo	E (2,5-3 mg/capo) D (10 mg/capo) B (10 mg/capo)	(Walzer et al., 2021)

Tiletammina/Zolazepam + Butorfanolo + Xilazina	T/Z (3,5 mg/capo) B (0,07 mg/kg) X (3 mg/kg)	(Matthews, 1993)
--	--	------------------

Tabella 14 Protocolli farmacologici per la cattura del cavallo

Nel cavallo sono stati proposti diversi protocolli per ottenerne l'immobilizzazione chimica. Zabek et al. si occuparono di testare l'efficacia di un protocollo costituito da tiletammina/zolazepam + medetomidina sui cavalli selvaggi in Australia con lo scopo di dotarli di radio collare GPS. Gli animali immobilizzati furono 9 di cui 7 maschi e 2 femmine con iniezione IM con fucile a CO₂. Dal momento dell'immobilizzazione, ogni 15 minuti sono stati registrati i parametri clinici (frequenza cardiaca, respiratoria, temperatura rettale e saturazione dell'ossigeno nel sangue). Il protocollo venne antagonizzato con atipamezolo IV e/o IM 30-40 minuti post induzione. Se il risveglio fosse risultato essere prolungato sarebbe stata somministrata una ulteriore dose di 25 mg IV dopo 25-60 minuti dalla prima somministrata. La dose media di medetomidina utilizzata è stata di 0,15 mg/kg mentre quella di tiletammina/zolazepam di 3,6 mg/kg. Gli animali hanno raggiunto il decubito post iniezione in circa 13 minuti dopo aver percorso una distanza media di 194 metri. In media gli animali sono rimasti in decubito per 54 minuti. In seguito alla somministrazione di atipamezolo (a 37 minuti di media dall'induzione) i cavalli hanno completato il risveglio entro 31 minuti di media. Il risveglio è stato tranquillo ma con atassia e letargia per le successive 3-4 ore. I parametri clinici vitali sono risultati nei range fisiologici per tutta l'immobilizzazione ad eccezione di un soggetto che ha manifestato un calo transitorio nella saturazione di ossigeno risolto con la somministrazione intranasale di ossigeno. Il protocollo ha fornito una adeguata immobilizzazione per gli autori, senza nessun decesso e la possibilità di antagonizzazione lo rende una buona scelta per l'immobilizzazione chimica dei cavalli.

Roşu et al. immobilizzarono 91 cavalli selvatici in Romania con un protocollo IM con ketamina e medetomidina. Durante l'immobilizzazione sono stati monitorati i

parametri vitali e in 8 soggetti sono stati prelevati campioni di sangue arterioso per valutazione dei gas ematici, parametri biochimici ed ematologici. Il tempo di induzione medio in 81 soggetti è stato di 7,2 minuti con tempo di immobilizzazione totale di 67 minuti. Sul totale solo 10 soggetti hanno richiesto dosi supplementari di ketamina IV a causa di incompleta immobilizzazione. I parametri vitali in più di metà dei soggetti hanno registrato tutti valori incrementati ad eccezione dei livelli di saturazione di ossigeno che sono diminuiti e la temperatura corporea che ha manifestato un lieve incremento solo in 6 soggetti. I parametri sanguigni hanno evidenziato ipossiemia in 8 soggetti, ipercapnia in 5 e alti livelli di glucosio ematico in 3 soggetti. Il risveglio è stato tranquillo in 89 soggetti con un cavallo che ha manifestato segni di miopatia e un altro monoparesi dell'arto anteriore destro. In conclusione, il protocollo ketamina (7,4 mg/kg) e medetomidina (0,3 mg/kg) ha indotto una immobilizzazione sicura ed affidabile nel cavallo con un buon miorilassamento ma è consigliata l'insufflazione intranasale di ossigeno.

Walzer et al. studiarono un protocollo IM costituito da etorfina (2,5-3 mg/capo) + detomidina (10 mg/capo) + butorfanolo (10 mg/capo) per l'immobilizzazione chimica dei cavalli di Przewalski nel deserto del Gobi. Il protocollo ha permesso di immobilizzare con successo 35 esemplari (peso massimo dei soggetti: 350 kg). Il tempo di induzione è stato di 5-10 minuti con comparsa dei primi segni di sedazione già entro 3-5 minuti. Le procedure sono durate in media 35 minuti seguite da somministrazione IV di naltrexone e risveglio, senza complicanze, degli animali in 2-3 minuti.

Matthews si occupò della sedazione di tre cavalli selvatici per ottenere campioni di sangue. Gli animali vennero immobilizzati con un protocollo costituito da dosaggi medi di: tiletamina/zolazepam (3,5 mg/kg) + butorfanolo (0,07 mg/kg) + xilazina (3 mg/kg). Il primo soggetto, uno stallone, è stato immobilizzato con 500 mg TZ, 500 mg X e 10 mg B; dopo 10 minuti risultava sedato ma si è svegliato nel momento dell'approccio ed è stato necessario somministrare ulteriori 1000 mg TZ e 800 mg X, dopodiché in 15 minuti si è messo in decubito per rimanere immobilizzato per 20 minuti. Il secondo cavallo immobilizzato era un giovane stallone a cui sono stati somministrati 1000 mg TZ, 800 mg X e 20 mg B in 10 minuti ha raggiunto il decubito ed è rimasto immobilizzato quasi 90 minuti. Al

risveglio si è manifestata leggera atassia per qualche ora. Il terzo cavallo era una femmina di 6 anni con un puledro al seguito. Sono stati somministrati 1000 mg TZ, 800 mg X e 10 mg B ha manifestato solo una leggera atassia e dopo 30 minuti ha ricevuto una seconda iniezione con 1500 mg TZ, 1250 mg X e 40 mg B che ha indotto l'anestesia in 15 minuti con durata di 40 minuti ma sedazione prolungata per oltre 2 ore. Durante l'immobilizzazione i cavalli sono stati monitorati con registrazione di frequenza cardiaca, respiratoria, temperatura, pressione sanguigna e saturazione dell'ossigeno nel sangue ogni 5 minuti. Tutti i valori in tutti i casi sono rimasti nei range fisiologici durante il monitoraggio. L'autore indica il protocollo come efficace nel suo studio ma necessita di nuove applicazioni in campo visto il limitato numero di campioni su cui è stato testato

3.2.15 - Bovino (*Bos taurus*)

Il bovino è un ungulato artiodattilo appartenente alla famiglia dei Bovidi, è un animale grande e robusto il cui peso corporeo può variare notevolmente a seconda della razza, dell'attitudine produttiva e dell'età del soggetto con una variabilità da 150 kg fino ad oltre 1000 kg di peso (Dewey & Ng, 2001). La cattura dei bovini può verificarsi nei casi in cui gli animali siano rinselvaticati dopo lunghi periodi passati allo stato brado ma necessitano di essere immobilizzati per il loro trasporto o nel caso in cui si verifichi la fuga di un bovino domestico in un luogo o una situazione tale per cui è richiesta una sua immediata cattura (Mazzi, 2021). Di seguito (Tabella 15) i protocolli IM per l'immobilizzazione chimica bovini.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Xilazina	X (0,55 mg/kg) la dose efficace può essere superiore negli animali agitati	(Arnemo & Søli, 1993)
Medetomidina	M (0,081 mg/kg) circa 30-40 mg per un capo adulto	(Arnemo & Søli, 1995)

Xilazina + Ketamina	X (0,34-0,86 mg/kg) K (2,36-5,23 mg/kg) i dosaggi corrispondono a protocolli di 230 mg di xilazina e 1333 mg di ketamina per animali > 400 kg. 220 mg di xilazina e 1333 mg di ketamina per animali < 400 kg	(Hampton et al., 2016)
Tiletammina/Zolazepam + Ketamina + Detomidina	T/Z (0,53 mg/kg) K (0,53 mg/kg) D (0,04 mg/kg)	(Re et al., 2013)

Tabella 15 Protocolli farmacologici per la cattura del bovino

Arnemo & Sølvi invece si occuparono dell'immobilizzazione chimica di 29 bovini norvegesi nei quali è risultato infruttuoso il tentativo di cattura mediante mezzi fisici. Gli animali furono immobilizzati con xilazina o medetomidina con registrazione dei tempi di induzione. Sono stati effettuati prelievi ematici dalla vena giugulare per somministrare poi atipamezolo IV e registrare i tempi impiegati ad alzare la testa e a recuperare la stazione quadrupedale. Non sono state osservate differenze tra gli effetti clinici dei due farmaci. I tempi di induzione con X sono stati in media di 9 minuti mentre con M 12 minuti. Una volta somministrato l'antagonista i tempi per alzare la testa sono stati di 1 minuto per i capi trattati con X e 1,3 minuti per i capi trattati con M. Solamente 3 soggetti immobilizzati con X e 2 con M hanno manifestato eccitazione durante il risveglio, risolta autonomamente in pochi minuti. Nel gruppo X due soggetti hanno manifestato segni di sedazione 4-6 ore post atipamezolo mentre nessuno si è sedato nel gruppo della medetomidina. Dagli esami ematici è risultata una iperglicemia in entrambi i gruppi mentre gli altri parametri sono rimasti nei range fisiologici. Secondo gli

autori entrambi i farmaci sono validi per l'immobilizzazione chimica di bovini liberi in dosi di 0,04 mg/kg di medetomidina e 0,55 mg/kg di xilazina. L'atipamezolo è consigliato in rapporto 10:1 (xilazina:atipamezolo) per la xilazina e alla dose doppia rispetto a quella di medetomidina utilizzata. Da uno studio retrospettivo si è osservato che 8 animali nel gruppo X erano negli ultimi due mesi di gravidanza ma non hanno manifestato aborti, parti prematuri, ritenzioni di placenta o altri disordini legati al parto.

Arnemo & Sølvi si sono occupati, due anni più tardi, anche di approfondire l'efficacia dell'immobilizzazione di bovini tramite la medetomidina e l'antagonizzazione con atipamezolo. Immobilizzarono in Norvegia 6 bovini con l'iniezione IM di 40 mg/capo di medetomidina (0,08 mg/kg). Passati da 15 a 25 minuti post-induzione, gli animali sono stati trattati con atipamezolo IM al doppio della dose utilizzata di medetomidina. In tutto questo sono stati registrati i tempi di induzione, i tempi per rialzare la testa ed i tempi impiegati per recuperare la stazione quadrupedale. Tutti gli animali sono stati completamente sedati con decubito laterale o sternale senza la manifestazione di effetti avversi. I risultati ottenuti sono stati confrontati con quelli degli animali immobilizzati con medetomidina al dosaggio inferiore, nella prova degli stessi autori (citata in precedenza) di due anni prima. I tempi di induzione sono stati di 5 minuti nel gruppo alle dosi maggiori e 10 minuti nel gruppo sedato con il dosaggio minore. Il tempo impiegato per rialzare la testa e per reggersi in piedi è stato di 6 minuti e 7,8 minuti rispettivamente nel gruppo al dosaggio maggiore di medetomidina e 1 minuto e 1,57 minuti al dosaggio inferiore. Leggera sedazione si è manifestata dopo 2-4 ore dal risveglio ma senza raggiungere nuovamente la posizione di decubito. I risultati ottenuti con il dosaggio superiore di medetomidina sono stati soddisfacenti per l'immobilizzazione chimica dei bovini.

Hampton et al. in Australia si occuparono dell'immobilizzazione chimica di bovini rinselvatichiti tramite l'utilizzo IM di ketamina e xilazina. Gli animali vennero trattati con due protocolli differenti di cui uno studiato per animali superiori ai 400 kg costituito da 230 mg di xilazina e 1333 mg di ketamina mentre l'altro per animali stimati inferiori ai 400 kg costituito da 220 mg di xilazina e 1333 mg di ketamina. Una volta somministrati i farmaci tramite un fucile lancia siringhe sono

stati registrati i tempi di induzione. Una volta immobilizzati sono stati monitorati ogni 5 minuti i parametri vitali (frequenza cardiaca, respiratoria, temperatura rettale e saturazione dell'ossigeno). I dosaggi hanno immobilizzato 28 animali con una iniezione e solo 2 hanno richiesto una ulteriore somministrazione di farmaci anestetici. Il tempo di induzione mediamente è stato di 8 minuti. Il tempo in decubito è stato in media di 27 minuti. Il dosaggio dei farmaci è stato calcolato dopo aver ottenuto il peso preciso degli animali ed è corrisposto a 0,59 mg/kg di xilazina e 3,59 mg/kg di ketamina. La yohimbina è stata somministrata IM a 26 animali su 30 alla dose di 0,10 mg/kg. I parametri fisiologici monitorati sono rimasti nei range fisiologici per tutta l'immobilizzazione. Due animali sono morti di cui uno 18 ore post cattura con segni di aspirazione di materiale ruminale in seguito a rigurgito mentre per il secondo animale non è stato possibile raccogliere ulteriori informazioni. Il protocollo è risultato essere sicuro e soddisfacente.

Re et al. tra il 2007 e il 2011 immobilizzarono chimicamente 53 bovini allo stato brado per portare a termine diverse manualità diagnostiche o terapeutiche (chirurgiche o mediche). Agli animali venne somministrato un protocollo IM costituito da tiletamina/zolazepam (0,53 mg/kg) + ketamina (0,53 mg/kg) e detomidina (0,04 mg/kg). Il farmaco antagonista utilizzato è stato atipamezolo (0,02-0,06 mg/kg) IV con rapporto atipamezolo/detomidina di 0,7:1. I tempi medi di induzione (dall'iniezione dei farmaci all'assunzione della posizione di decubito) sono stati di 6,1 minuti senza differenze tra razze, età o sesso degli animali. In questo caso l'antagonista è stato somministrato entro 30 minuti ad eccezione di 6 animali in cui è stato somministrato 40 minuti post induzione suggerendo che la durata dell'anestesia è almeno di 40 minuti. L'analgesia è stata adeguata a tutte le procedure, anche quelle chirurgiche (ernie ombelicali, orchietomia, oftalmologia) pur utilizzando in alcuni casi anestetici locali. L'antagonizzazione ha permesso agli animali un risveglio con possibilità di rialzare la testa in circa 5,6 minuti di media e capacità di assumere la stazione quadrupedale in 12,9 minuti di media. Il protocollo ha fornito anestesia adeguata a tutte le operazioni portate a termine con induzione rapida e risveglio tranquillo. Dosi addizionali possono essere utilizzate per prolungare l'anestesia ma nello

studio non è stata monitorato il rischio ipossiemia derivante da depressione respiratoria.

3.2.16 - Cane (*Canis lupus familiaris*)

Il cane è un carnivoro appartenente alla famiglia dei Canidi; questi animali sono stati selezionati per millenni per mano dell'uomo con lo scopo di svolgere le più disparate funzioni e ciò ha portato ad una grande variabilità morfologica all'interno della specie con soggetti che possono pesare pochi kg e altri che superano i 70 kg di peso (Bhagat, 2002). La cattura di un cane aggressivo o inavvicinabile può avvenire tramite l'utilizzo della telenarcosi, principalmente con cerbottana o siringhe inastate per evitare di ledere zone corporee vitali con l'utilizzo di dardi ad alta energia (Mazzi, 2021).

Di seguito (Tabella 16) i protocolli farmacologici di cattura del cane (per via IM).

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Medetomidina	K (2,5-5 mg/kg) M (0,04 mg/kg)	(Moens & Fargetton, 1990)
Ketamina + Xilazina	K (15 mg/kg) X (1 mg/kg)	(Moens & Fargetton, 1990)
Tiletamina/Zolazepam + Butorfanolo + Dexmedetomidina	T/Z (2 mg/kg) B (0,1 mg/kg) D (0,05 mg/kg)	(Ko & Berman, 2010)
Tiletamina/Zolazepam	T/Z (10 mg/kg)	(Zamora-Ledesma et al., 2016)

Tabella 16 Protocolli farmacologici per la cattura del cane

Ko & Berman si occuparono di studiare un protocollo IM efficace per cane e gatto da utilizzare in situazioni di campo dove non è a disposizione una struttura clinica attrezzata. I farmaci utilizzati devono indurre rapidamente l'anestesia, essere somministrabili intramuscolo, dare analgesia, essere antagonizzabili, poter essere somministrati in piccoli volumi ed essere sicuri per una vasta gamma di pazienti di diverse età e condizioni cliniche. Il protocollo proposto dagli autori è costituito da tiletamina/zolazepam + butorfanolo + dexmedetomidina. I dosaggi vengono regolati a seconda della profondità dell'anestesia o della sedazione richiesta e per l'immobilizzazione chimica sono consigliati 2 mg/kg di TZ, 0,1 mg/kg di B e 0,005 mg/kg Dex sia nel cane che nel gatto. Questi dosaggi provvedono a indurre decubito dell'animale entro 3-5 minuti e anche a garantire analgesia in caso di interventi con livello di dolore da medio a moderato (castrazione del gatto, medicazione, sutura ferite, ecc.). L'antagonizzazione del protocollo avviene con atipamezolo IM alla metà del volume di Dex utilizzato. Non è indicato antagonizzare il protocollo prima di 50 minuti dalla induzione per evitare la prevalenza degli effetti della tiletamina che provocano risveglio caratterizzato da vocalizzazioni, rigidità muscolare, salivazione, scuotimento della testa e pedalamo. Tra gli effetti avversi più riscontrati nell'utilizzo di questo protocollo vi è l'ipossia che può insorgere nei primi 5-8 minuti dopo la somministrazione dei farmaci e trattabile tramite la somministrazione di ossigeno intranasale e, nei cani, può indurre bradicardia che tuttavia non necessita di alcun trattamento.

Zamora-Ledesma et al., in un progetto, in Messico, per la valutazione della presenza di anticorpi nel sangue nei confronti dei tripanosomatidi catturarono 14 cani randagi. Gli animali vennero prima catturati in apposite gabbie per poi essere immobilizzati fisicamente tramite un'asta dotata di cappio per permettere al veterinario l'iniezione IM di tiletamina/zolazepam (10 mg/kg) ed ottenerne l'immobilizzazione chimica dei soggetti. Una volta immobilizzati gli animali sono stati pesati, classificati in giovani o adulti, vennero rilevate le principali misure biometriche e prelevato un campione di sangue dalla vena plantare comune. Durante l'immobilizzazione sono stati monitorati il respiro e la temperatura

corporea ma non sono fornite informazioni riguarda i tempi di induzione, durata dell'immobilizzazione ed eventuali effetti avversi riscontrati.

3.2.17 - Gatto (*Felis catus*)

Il gatto è un carnivoro appartenente alla famiglia dei Felidi, ne esistono oltre 100 razze ma le differenze morfologiche tra di esse, soprattutto relative al peso, sono inferiori che nel cane con una variabilità da pochi kg fino a circa 10 kg solo nelle razze di dimensioni maggiori (Birch & Toenjes, 2011). La cattura del gatto può avvenire mediante telenarcosi con precedenza per gli strumenti a minor impatto come siringhe inastate o cerbottana e solo in casi estremi utilizzo di armi lancia siringhe (Meredith, 2016).

Di seguito (Tabella 17) i protocolli farmacologici IM per la cattura del gatto.

Farmaci	Dosaggio	Riferimento bibliografico
Ketamina + Tiletamina/Zolazepam + Xilazina	K (6-7 mg/kg) T/Z (4 mg/kg) X (1,5 mg/kg)	(Cistola et al., 2004)
Ketamina + Medetomidina + Butorfanolo	K (5 mg/kg) M (0,04-0,08) B (0,4 mg/kg)	(Meredith, 2016)
Tiletamina/Zolazepam	T/Z (6 mg/kg)	(McGregor et al., 2016)
Ketamina + Medetomidina	K (4-6 mg/kg) M (0,03-0,04 mg/kg)	(Morris, 2001)

Tabella 17 Protocolli farmacologici per la cattura del gatto

McGregor et al. nel 2016 pubblicarono i risultati di uno studio condotto sui gatti selvatici in Australia per verificare l'efficacia della cattura mediante ricerca degli animali con cani appositamente addestrati e successiva immobilizzazione chimica dei gatti, una volta individuati e avvicinati sulle piante in cui si rifugiano, tramite un dardo contenente tiletammina/zolazepam ed un fucile lancia siringhe. Tutto ciò per paragonare diversi sistemi di cattura e confrontarne l'efficacia. L'utilizzo dei dardi contenenti farmaci anestetici ha riguardato 44 gatti e ha indotto l'anestesia in un lasso di tempo compreso tra 3 e 7 minuti (media di 4 minuti) con un dosaggio medio di 6,4 mg/kg. il tempo di risveglio non è stato registrato per non sottoporre gli animali ad ulteriore stress ma dopo 4 ore dall'anestesia non sono più stati osservati segni di narcosi come atassia e incoordinazione.

Cistola et al. studiarono gli effetti del protocollo IM di tiletammina/zolazepam + ketamina + xilazina nei gatti di colonia sottoposti a sterilizzazione chirurgica per ottenere un protocollo affidabile con ampi margini di sicurezza, induzione rapida, reversibilità dell'effetto e adeguata analgesia. Durante gli anni sono stati incorporati nello studio 67 esemplari femmine e 22 maschi. Durante l'anestesia sono stati monitorati i parametri vitali (frequenza respiratoria, cardiaca e temperatura rettale), saturazione dell'ossigeno e pressione arteriosa insieme alla registrazione dei tempi di induzione (fino al decubito laterale), durata della procedura chirurgica e tempo impiegato dalla somministrazione IV di yohimbina al decubito sternale. I dosaggi medi utilizzati sono stati di 4 mg/kg di tiletammina/zolazepam, 6-7 mg/kg di ketamina e 1,5 mg/kg di xilazina. Il decubito laterale è stato raggiunto in 4 minuti di media a seguito dell'iniezione dei farmaci con una procedura chirurgica di circa 11 minuti nelle femmine e 4 minuti nei maschi. Il tempo trascorso dalla somministrazione di yohimbina IV (0,11-0,26 mg/kg) al decubito sternale dell'animale è stato di 72 minuti circa senza differenze tra maschio e femmina. I parametri indicati precedentemente sono stati monitorati da 10 minuti post iniezione fino alla somministrazione dell'antagonista e hanno mostrato: costanza per quanto riguarda la pressione arteriosa con un leggero incremento con l'inizio della chirurgia (non significativo), la saturazione dell'ossigeno non è cambiata nel tempo in entrambi i sessi rimanendo nei range fisiologici. La temperatura corporea è diminuita nel corso dell'anestesia con livelli

significativamente bassi raggiunti in 25 minuti dall'induzione (sotto a 37,5°C). le frequenze cardiache e respiratorie si sono mantenute costanti durante le procedure e tutti i soggetti hanno mostrato un risveglio tranquillo e senza decessi durante le procedure.

Morris consiglia, secondo la propria esperienza personale, la somministrazione di ketamina (4-6 mg/kg) e medetomidina (0,03-0,04 mg/kg) nella stessa siringa IM per poter portare a termine diverse procedure sul campo come cura di una ferita, misurazioni sull'animale o raccolta di campioni biologici. Come antagonizzazione è consigliata la somministrazione di atipamezolo in rapporto di 5 volte superiore rispetto alla dose di medetomidina utilizzata.

Meredith consiglia, per le proprie esperienze di campo nella immobilizzazione chimica del gatto selvatico, un protocollo costituito da ketamina (5 mg/kg) e medetomidina (0,04-0,08 mg/kg) con antagonizzazione tramite atipamezolo alla dose 5 volte superiore rispetto a quella di medetomidina somministrata. Per eventuali operazioni che prevedono stimoli dolorifici è possibile aggiungere al protocollo anche butorfanolo a 0,4 mg/kg.

3.2.18 - Indicazioni per antagonizzare i farmaci anestetici utilizzati nelle procedure di immobilizzazione

I numerosi protocolli indicati nelle varie specie animali prevedono l'utilizzo di diversi farmaci che possono provocare la comparsa di effetti indesiderati che devono poter essere contrastati durante l'anestesia e la possibilità di indurre rapidamente la ripresa dell'animale al termine della manipolazione, soprattutto per quegli animali in ambiente naturale che non hanno la possibilità di essere monitorati e sorvegliati in ambiente protetto durante il risveglio. Gli antidoti sono somministrabili IM o per via IV in caso di emergenza per un effetto rapido seppur meno duraturo (N. A. Caulkett & Arnemo, 2007). Per quanto riguarda l'antagonizzazione della xilazina è indicato l'uso della yohimbina in dosi di 0,1-0,2 mg/kg (Kreeger & Arnemo, 1996) o atipamezolo in dosi da 1 mg ogni 10 mg di xilazina somministrata (N. A. Caulkett & Arnemo, 2007). L'atipamezolo, vista la sua maggior potenza d'azione, è indicato anche per la reversione degli effetti di farmaci α_2 -agonisti a maggior selettività recettoriale quali detomidina,

dexmedetomidina e medetomidina (N. A. Caulkett & Arnemo, 2007). Le dosi consigliate corrispondono rispettivamente a 5 mg di atipamezolo ogni mg di detomidina somministrata (N. A. Caulkett & Arnemo, 2007), 3-5 mg per ogni mg di medetomidina (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Kreeger & Arnemo, 1996) e 10 mg di atipamezolo ogni mg di dexmedetomidina (Chirife et al., 2020). L'antagonizzazione dei farmaci oppioidi è possibile ma tenendo presente il rischio della rinarcosi (o rinarcotizzazione) se l'antagonista somministrato è in dosi non sufficienti o con una durata d'azione non adeguata (Haigh, 1990); per antagonizzare l'etorfina il farmaco di scelta è la diprenorfina in dosi 2 volte superiori rispetto ai mg di etorfina somministrati (Ebedes et al., 2002), il naltrexone invece è utilizzato per antagonizzare il carfentanil in rapporto di 100 mg (naltrexone): 1 mg (carfentanil) (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015; Kreeger & Arnemo, 1996) e il thiafentanil in rapporto 10-30 mg (naltrexone):1 mg (thiafentanil) (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015). Nei protocolli misti che prevedono l'utilizzo di cicloesilammine come ketamina e tiletammina in associazione a α_2 agonisti, benzodiazepine od oppioidi, l'antagonizzazione dei farmaci utilizzati nel protocollo deve avvenire non prima di 40 minuti dall'ultima somministrazione di ketamina (o tiletammina/zolazepam) per evitare gli effetti indesiderati dell'anestesia da cicloesilammine (tachicardia, ipotensione, rigidità e spasmi muscolari, convulsioni) (Kreeger, 1992). Nel composto tiletammina/zolazepam è antagonizzabile solamente la benzodiazepina zolazepam con l'uso del flumazenil in rapporto di 1 mg di flumazenil ogni 20-25 mg di zolazepam somministrato (James et al., 1999; Spelman et al., 1997). Il flumazenil è anche l'antagonista di scelta per contrastare gli effetti delle altre benzodiazepine midazolam e diazepam (N. A. Caulkett & Arnemo, 2015).

Conclusioni

La telenarcosi è una disciplina che non riveste ancora il ruolo che le spetterebbe. Tuttavia, l'interesse del mondo della veterinaria è in costante crescita perché la telenarcosi può essere proficua non solamente per il professionista che si trova a lavorare quotidianamente con la fauna selvatica e gli animali da zoo ma anche per medici veterinari che si occupano di pets e animali da reddito perché esistono una vasta serie di situazioni in cui non è raro ipotizzare il ricorso a pratiche di telenarcosi quali, per esempio, cani aggressivi o inavvicinabili o gatti non manipolabili che necessitano di una immobilizzazione a distanza sicura per la loro salute e per quella dell'operatore. Allo stesso modo, chi lavora con grandi animali potrebbe essere coinvolto in interventi di immobilizzazione per animali allo stato brado poco avvezzi al contatto con l'uomo che necessitano di operazioni mediche di routine (vaccinazioni, applicazioni di marca auricolare, medicazione di ferite, decornazione, ecc.) o per animali fuggiti da recinti o locali di stabulazione e fuori controllo in aree urbanizzate che possono mettere a repentaglio la sicurezza pubblica. In questo ultimo caso è importante considerare che l'attenzione e la sensibilità pubblica saranno elevate nei confronti dell'intervento (soprattutto per la salute dell'animale) e ciascuna azione imprudente o fuori luogo da parte del medico veterinario potrebbe mettere in cattiva luce una intera categoria di professionisti. In questo contesto è sempre necessario sottolineare che la telenarcosi dovrebbe essere di uso esclusivo di un medico veterinario sia per la manipolazione e l'utilizzo di farmaci che la legge consente solo a determinate categorie professionali (tra cui appunto il medico veterinario) sia per la possibilità di gestire consapevolmente la salute dell'animale o degli animali in questione.

A dimostrazione del fatto che si tratta di una disciplina in forte espansione c'è la nascita di numerosi corsi di aggiornamento atti a formare i medici veterinari sulla conoscenza e l'uso dei numerosi strumenti per la telenarcosi, sulla farmacologia dei farmaci necessari a tale scopo, il corretto approccio agli animali, la gestione di eventuali emergenze mediche e di rischi o pericoli derivati dai vari ambienti di cattura in cui ci si trova a dover operare.

Allo sviluppo e al progresso di questa disciplina ha contribuito anche l'aumentata sensibilità della società e l'attenzione mediatica nei confronti del mondo animale. Nelle pagine di cronache italiana si trovano sempre più frequenti riferimenti alla gestione di animali selvatici (per esempio il caso degli orsi problematici sulle Alpi che richiedono un trasferimento) o di animali fuggiti da zoo. Oggi non è più eticamente accettabile la risoluzione di qualsivoglia problema con l'abbattimento dell'animale; la società chiede l'intervento di una squadra di professionisti (tra cui il medico veterinario) che possa salvaguardare la sicurezza della società stessa congiuntamente al rispetto del benessere dell'animale.

Dallo studio di questa materia è emerso che esistono già diverse ricerche e prove di campo riguardanti numerose specie animali per stabilire quali siano i migliori strumenti per una determinata situazione ed i più efficaci protocolli da utilizzare. Questo ha portato ad avere una vasta gamma di farmaci disponibili sul mercato per la telenarcosi anche se, in genere, si tende a utilizzare i farmaci più conosciuti, più studiati e dei quali si conoscono più approfonditamente la farmacologia e la farmacodinamica in modo da poterne controllare o contrastare gli effetti con efficacia e, quindi, garantire maggior sicurezza per il paziente. Tra questi farmaci, rientrano le cicloesilammine con la ketamina e l'associazione di tiletammina con zolazepam che assicurano una efficace immobilizzazione chimica, e gli alpha2 agonisti (xilazina, detomidina e medetomidina, in particolare). Gli oppioidi comprendono sostanze molto potenti che sono in genere destinate alla cattura di animali di grosse dimensioni (per poterli utilizzare in piccoli volumi nonostante l'elevata massa corporea dell'animale) mentre, in genere, per la telenarcosi delle specie più diffuse in Italia vengono somministrati in piccole dosi con funzione antidolorifica se le procedure da effettuare sull'animale lo richiedono. Le altre categorie di farmaci considerate (benzodiazepine, fenotiazine, butirrofenoni e anestetici neurosteroidi) sono sfruttate per indurre uno stato mentale di calma nell'animale per ridurre l'insorgenza di stress durante la manipolazione ed aumentare, per effetto sinergico, l'efficacia di altri farmaci immobilizzanti. L'obiettivo della ricerca è quello di ottenere nel tempo miscele standardizzate di sostanze unendo farmaci ad una concentrazione nota del principio attivo per ottenere una soluzione efficace che possa essere dosata in ml/capo (e non mg/kg).

Queste miscele, che idealmente dovrebbero consentire anche la somministrazione di volumi ridotti, eviterebbero, dopo aver correttamente stimato il peso dell'animale, complicati calcoli per stabilire la quantità di principio attivo da somministrare durante una operazione in cui qualsiasi perdita di tempo può risultare nefasta per il completamento della cattura.

Bibliografia

- Aida, S., Yamakura, T., Baba, H., Taga, K., Fukuda, S., & Shimoji, K. (2000). Preemptive analgesia by intravenous low-dose ketamine and epidural morphine in gastrectomy: a randomized double-blind study. *The Journal of the American Society of Anesthesiologists*, 92(6), 1624–1630.
- Alford, B. T., Burkhart, R. L., & Johnson, W. P. (1974a). Etorphine and diprenorphine as immobilizing and reversing agents in captive and free-ranging mammals. *J. Am. Vet. Med. Assoc*, 164(7), 702–705.
- Alford, B. T., Burkhart, R. L., & Johnson, W. P. (1974b). Etorphine and diprenorphine as immobilizing and reversing agents in captive and free-ranging mammals. *Journal of the American Veterinary Medical Association* 164(7), 702–705.
- Allen, J. L. (1989). Renarcotization following Carfentanil Immobilization of Nondomestic Ungulates. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 20(4), 423–426. <http://www.jstor.org/stable/20094991>
- Amato, F. (2012). Gli oppioidi e i loro recettori periferici. *Pathos*.
- Arnemo, J. M., Evans, A. L., Fahlman, Å., & Caulkett, N. (2014). Field emergencies and complications. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*, 139–147.
- Arnemo, J. M., & Søli, N. E. (1993). Chemical capture of free-ranging cattle: immobilization with xylazine or medetomidine, and reversal with atipamezole. *Veterinary Research Communications*, 17(6), 469–477.
- Arnemo, J. M., & Søli, N. E. (1995). Immobilization of free-ranging cattle with medetomidine and its reversal by atipamezole. *Veterinary Research Communications*, 19(1), 59–62.
- Baldwin, J. R., Winstead, J. B., Hayden-Wing, L. D., Kreeger, T. J., & Dzialak, M. R. (2008). Field sedation of coyotes, red foxes, and raccoons with medetomidine and atipamezole. *The Journal of Wildlife Management*, 72(5), 1267–1271.
- Ballenger, L. (2002). “*Ursus arctos*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://www.Animaldiversity.Org).

- http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Ursus_arctos.html
- Baraldi, M., Avallone, R., Corsi, L., Venturini, I., Baraldi, C., & Zeneroli, M. L. (2000). Endogenous benzodiazepines. *Therapie*, 55(1), 143–146.
- Barasona, J. A., López-Olvera, J. R., Beltrán-Beck, B., Gortázar, C., & Vicente, J. (2013). Trap-effectiveness and response to tiletamine-zolazepam and medetomidine anaesthesia in Eurasian wild boar captured with cage and corral traps. *BMC Veterinary Research*, 9(1), 1–11.
- Barros, D. S., Evans, A. L., Arnemo, J. M., Stenbacka, F., & Ericsson, G. (2018). Effective thiafentanil immobilization and physiological responses of free-ranging moose (*Alces alces*) in northern Sweden. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 45(4), 502–509. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2018.02.008>
- Berry, S. H. (2015). Injectable Anesthetics. In *Veterinary anesthesia and analgesia* (p. 277). John Wiley & Sons.
- Bertelsen, M. F., & Villadsen, L. (2009). A comparison of the efficacy and cardiorespiratory effects of four medetomidine-based anaesthetic protocols in the red fox (*Vulpes vulpes*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 36(4), 328–333.
- Bess Sorin A. (2001). “*Equus caballus*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://www.animaldiversity.org).
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Equus_caballus.html
- Bhagat, S. (2002). “*Canis lupus familiaris*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://www.animaldiversity.org).
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Canis_lupus_familiaris.html
- Biermann, K., Hungerbühler, S., Mischke, R., & Kästner, S. B. R. (2012). Sedative, cardiovascular, haematologic and biochemical effects of four different drug combinations administered intramuscularly in cats. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 39(2), 137–150.
- Birch, N., & Toenjes, A. (2011). “*Felis catus*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://www.animaldiversity.org).

http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Felis_cats.html

- Bó, R. F., Palomares, F., Beltrán, J. F., Villafañe, G. de, & Moreno, S. (1994). Immobilization of coypus (*Myocastor coypus*) with ketamine hydrochloride and xylazine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(4), 596–598.
- Boudreau, A. E., Bersenas, A. M. E., Kerr, C. L., Holowaychuk, M. K., & Johnson, R. J. (2012). A comparison of 3 anesthetic protocols for 24 hours of mechanical ventilation in cats. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 22(2), 239–252.
- Brivio, F., Grignolio, S., Sica, N., Cerise, S., & Bassano, B. (2015). Assessing the impact of capture on wild animals: the case study of chemical immobilization on alpine ibex. *PLoS One*, 10(6), e0130957.
- Budano Isabella, D'amico Daniela, di Loreto Carmelina, Maugeri Stefano, Ciucci Paolo, & Boitani Luigi. (2008). Come si riconosce. *Conoscere l'orso Bruno Marsicano*, 10.
- Burroughs, R., Hofmeyr, M., Morkel, P., Kock, M. D., Kock, R., & Meltzer, D. (2012). Chemical immobilization—individual species requirements. *Chemical and Physical Restraint of Wild Animals*, 168–170.
- Bush, M. (1992). American Association of Zoo Veterinarians Remote Drug Delivery Systems. In *Source: Journal of Zoo and Wildlife Medicine* 23, 2 <http://www.jstor.org>URL:<http://www.jstor.org/stable/>
- Cattet, M. R. L., Caulkett, N. A., & Stenhouse, G. B. (2003). Anesthesia of grizzly bears using xylazine-zolazepam-tiletamine or zolazepam-tiletamine. *Ursus*, 88–93.
- Cattet, M. R. L., & Obbard, M. E. (2010). Use of hyaluronidase to improve chemical immobilization of free-ranging polar bears (*Ursus maritimus*). *Journal of Wildlife Diseases*, 46(1), 246–250.
- Caulkett, N. A., & Arnemo, J. M. (2007). Chemical immobilization of free-ranging terrestrial mammals. *Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 807–831.
- Caulkett, N. A., & Arnemo, J. M. (2015). Comparative Anesthesia and Analgesia of Zoo Animals and Wildlife. *Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 764.

- Caulkett, N., & Arnemo, J. M. (2014). Cervids (deer). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*, 823–829.
- Caulkett, N., & Haigh, J. C. (2007). Wild sheep and goats. *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia, 1st Edition*. Blackwell Publishing, Ames, Iowa, USA, pp 629–633.
- Celly, C. S., Atwal, O. S., McDonnell, W. N., & Black, W. D. (1999). Histopathologic alterations induced in the lungs of sheep by use of alpha2-adrenergic receptor agonists. *American Journal of Veterinary Research*, 60(2), 154–161.
- Chaduc, F., Chaduc, Y., & Jeandin, A. (1993). Teleanesthésie des ongles sauvages en parc zoologique-Utilisation d'un anesthésique général: le Zoletil. *Techniques de Capture et de Marquage Des Ongulés Sauvages: Actes Du Symposium, Mèze, Hérault, 20, 21 et 22 Mars 1990*, 51.
- Chinnadurai, S. K., Strahl-Heldreth, D., Fiorello, C. v., & Harms, C. A. (2016). Best-practice guidelines for field-based surgery and anesthesia of free-ranging wildlife. I. Anesthesia and analgesia. *Journal of Wildlife Diseases*, 52(2s), S14–S27. <https://doi.org/10.7589/52.2S.S14>
- Chirife, A. D., Cevidanes, A., & Millán, J. (2020). Effective field immobilization of andean fox (*Lycalopex culpaeus*) with ketamine-dexmedetomidine and antagonism with atipamezole. *The Journal of Wildlife Diseases*, 56(2), 447–451.
- Cistola, A. M., Golder, F. J., Centonze, L. A., McKay, L. W., & Levy, J. K. (2004). Anesthetic and physiologic effects of tiletamine, zolazepam, ketamine, and xylazine combination (TKX) in feral cats undergoing surgical sterilization. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 6(5), 297–303.
- Clarke, K. W., Trim, C. M., & Hall, L. W. (2014). Principles of sedation, anticholinergic agents, and principles of premedication. *Veterinary Anaesthesia*, 79–100.
- Combie, J., Dougherty, J., Nugent, E., & Tobin, T. (1979). The pharmacology of narcotic analgesics in the horse. IV. Dose and time response relationships for behavioral responses to morphine, meperidine, pentazocine, anileridine,

- methadone, and hydromorphone. *Journal of Equine Medicine and Surgery*, 3(8), 377-385.
- Costa, G., & Interlandi, C. (2013). Uso clinico della dexmedetomidina, per la premedicazione e il mantenimento dell'anestesia in infusione continua, nel coniglio durante il pareggio dentario. *Veterinaria*, 27(1), 51.
- Costa, G., Musicò, M., Spadola, F., Oliveri, M., Leonardi, F., & Interlandi, C. (2021). Comparison of Tiletamine-Zolazepam combined with Dexmedetomidine or Xylazine for chemical immobilization of wild fallow deer (*Dama dama*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 52(3), 1009–1012.
- Cottrell, G. A., Lambert, J. J., & Peters, J. A. (1987). Modulation of GABAA receptor activity by alphaxalone. *British Journal of Pharmacology*, 90(3), 491–500.
- Cracknell, J. (2013). Remote chemical injection: Darting in practice. *In Practice*, 35(1), 17–23. <https://doi.org/10.1136/inp.f12>
- Crockford, J. A., Hayes, F. A., Jenkins, J. H., & Feurt, S. D. (1957). Nicotine Salicylate for Capturing Deer. *The Journal of Wildlife Management*, 21(2), 213–220. <https://doi.org/10.2307/3797587>
- de Leeuw, A. N. S., Forrester, G. J., Spyvee, P. D., Brash, M. G. I., & Delahay, R. J. (2004). Experimental comparison of ketamine with a combination of ketamine, butorphanol and medetomidine for general anaesthesia of the Eurasian badger (*Meles meles* L.). *The Veterinary Journal*, 167(2), 186–193.
- D'Elia, G. (1999). “*Myocastor coypus*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://animaldiversity.org).
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Myocastor_coypus.html
- Dematteis, A., Menzano, A., Canavese, G., Meneguz, P. G., & Rossi, L. (2009). Anaesthesia of free-ranging Northern chamois (*Rupicapra rupicapra*) with xylazine/ketamine and reversal with atipamezole. *European Journal of Wildlife Research*, 55(6), 567–573.
- Dematteis, A., Rossi, L., Canavese, G., Menzano, A., & Meneguz, P. G. (2008). Immobilising free-ranging Alpine chamois with xylazine, reversed with atipamezole. *Veterinary Record*, 163(6), 184–189.

- Dewey, T., & Ng, J. (2001). “*Bos taurus*” (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Bos_taurus.html
- Dharmani A., & Myers P. (2000). “*Dama dama*” (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Dama_dama.html
- Dobbs, H. E., Hall, J. M., & Steiger, B. (1970). Enterohepatic circulation of etorphine, a potent analgesic, in the rat. *Proc. Eur. Soc. Study Drug Toxicol*, 11, 73.
- Ebedes, H., van Rooyen, J., & du Toit, J. G. (2002). Capturing wild animals. *Game Ranch Management*, 382–430.
- England, G. C. W., Clarke, K. W., & Goossens, L. (1992). A comparison of the sedative effects of three α 2-adrenoceptor agonists (romifidine, detomidine and xylazine) in the horse. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 15(2), 194–201.
- Enqvist, K., Arnemo, J. M., Lemel, J. P., & Truvé, J. (2000). Medetomidine/tiletamine-zolazepam and medetomidine/butorphanol/tiletamine-zolazepam: a comparison of two anesthetic regimens for surgical implantation of intraperitoneal radiotransmitters in free-ranging juvenile European wild boars (*Sus scrofa scrofa*). *Annual conference-American association of zoo veterinarians*, New Orleans, LA. Sept 17-21. 261–263.
- Evans, A. L., Sahlén, V., Støen, O.-G., Fahlman, Å., Brunberg, S., Madslien, K., Frøbert, O., Swenson, J. E., & Arnemo, J. M. (2012). Capture, anesthesia, and disturbance of free-ranging brown bears (*Ursus arctos*) during hibernation. *PLoS One*, 7(7), e40520.
- Fernández-Morán, J., Palomeque, J., & Peinado, V. I. (2000). Medetomidine/tiletamine/zolazepam and xylazine/tiletamine/zolazepam combinations for immobilization of fallow deer (*Cervus dama*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 31(1), 62–64.

- Ferreras, P., Aldama, J. J., Beltrán, J. F., & Delibes, M. (1994). Immobilization of the endangered Iberian lynx with xylazine-and ketamine-hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*, 30(1), 65–68.
- Fletcher, K. C., Boyce, L., & Florence, D. (1979). Butane powered injection by pole syringe. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 10(3), 106–112.
- Foster, H. “Lynx lynx” (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Lynx_lynx.html
- Fowler, M., & Mikota, S. K. (2008). *Biology, medicine, and surgery of elephants* John Wiley & Sons. Ames, Iowa, USA
- Fox, D. L. (2007). “*Vulpes vulpes*” (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Vulpes_vulpes.html
- Galka, M. E., Aguilar, J. M., Quevedo, M. A., Santisteban, J. M., & Gómez-Villamandos, R. J. (1999). Alpha-2 agonist dissociative anesthetic combinations in fallow deer (*Cervus dama*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 451–453.
- Garcia-Villar, R., Toutain, P. L., Alvinerie, M., & Ruckebusch, Y. (1981). The pharmacokinetics of xylazine hydrochloride: an interspecific study. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 4(2), 87–92.
- Gardocki, J. F., & Yelnosky, J. (1964). A study of some of the pharmacologic actions of fentanyl citrate. *Toxicology and Applied Pharmacology*, 6(1), 48–62.
- Gatesman, T., & Wiesner, H. (1982). Immobilization of Polar (*Thalarcos maritimus*) and Brown (*Ursus arctos*) bears using etorphine and xylazine. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 13(1), 11–18.
- Gazzetta Ufficiale (1931). Testo unico delle leggi di Pubblica Sicurezza, Pub. L. No. 77.
- Gazzetta Ufficiale (1975). Norme integrative della disciplina vigente per il controllo delle armi, delle munizioni e degli esplosivi, Pub. L. No. 110.

- Ghigi, I. Nazionale di biologia della selvaggina. (1991). *I Cervidi: biologia e gestione*. Istituto Nazionale di Biologia della Selvaggina. <https://books.google.it/books?id=gVH1tgAACAAJ>
- Gonzalez, J. P., & Brogden, R. N. (1988). Naltrexone. *Drugs*, 35(3), 192–213.
- Goodman, G., Hedley, J., & Meredith, A. (2013). Field techniques in zoo and wildlife conservation work. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 22(1), 58–64.
- Greene, S. A. (2001). *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Elsevier Health Sciences. London, United Kingdom
- Grimm, K. A., Tranquilli, W. J., Gross, D. R., Sisson, D. D., Bulmer, B. J., Benson, G. J., Greene, S. A., & Martin-Jimenez, T. (2005). Cardiopulmonary effects of fentanyl in conscious dogs and dogs sedated with a continuous rate infusion of medetomidine. *American Journal of Veterinary Research*, 66(7), 1222–1226.
- Guedes, A. G. P., Papich, M. G., Rude, E. P., & Rider, M. A. (2007). Comparison of plasma histamine levels after intravenous administration of hydromorphone and morphine in dogs. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 30(6), 516–522.
- Gunderson, D. (2003). “*Rupicapra rupicapra*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Rupicapra_rupicapra.html).
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Rupicapra_rupicapra.html
- Haigh, J. C. (1982). Mammalian immobilizing drugs: their pharmacology and effects. *Chemical Immobilization of North American Wildlife*. The Wisconsin Humane Society, Stevens Point, Wisconsin, 46–62.
- Haigh, J. C. (1990). Opioids in Zoological Medicine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 21(4), 391–413. <http://www.jstor.org/stable/20095092>
- Haigh, J. C. (1991). Immobilization of Wapiti with Carfentanil and Xylazine and Opioid Antagonism with Diprenorphine, Naloxone, and Naltrexone. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 22(3), 318–323. <http://www.jstor.org/stable/20095163>
- Hall, T. C., Taft, E. B., Baker, W. H., & Aub, J. C. (1953). A Preliminary Report on the Use of Flaxedil to Produce Paralysis in the White-Tailed Deer

- (*Odocoileus virginianus borealis*). *The Journal of Wildlife Management*, 17(4), 516–520. <https://doi.org/10.2307/3797059>
- Hampton, J. O., Skroblin, A., Perry, A. L., & de Ridder, T. R. (2016). Remote chemical immobilisation method for free-ranging Australian cattle. *Australian Veterinary Journal*, 94(12), 438–444.
- Harrison, L. M., Kastin, A. J., & Zadina, J. E. (1998). Opiate tolerance and dependence: receptors, G-proteins, and antiopiates. *Peptides*, 19(9), 1603–1630.
- Harthoorn, A. M. (1965). Application of pharmacological and physiological principles in restraint of wild animals. *Wildlife Monographs*, 14, 3–78.
- Hayashi, Y., & Maze, M. (1993). Alpha2 adrenoceptor agonists and anaesthesia. *BJA: British Journal of Anaesthesia*, 71(1), 108–118.
- Hebert, D. M., Lay, D. W., & Turnbull, W. G. (1980). Immobilization of coastal grizzly bears with etorphine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*, 16(3), 339–342.
- Hellyer, P. W., Mama, K. R., Shafford, H. L., Wagner, A. E., & Kollias-Baker, C. (2001). Effects of diazepam and flumazenil on minimum alveolar concentrations for dogs anesthetized with isoflurane or a combination of isoflurane and fentanyl. *American Journal of Veterinary Research*, 62(4), 555–560.
- Hirota, K., & Lambert, D. G. (1996). Ketamine: its mechanism (s) of action and unusual clinical uses. *British Journal of Anaesthesia*, 77(4), 441–444.
- Hirshman, C. A., Downes, H., Farbood, A., & Bergman, N. A. (1979). Ketamine block of bronchospasm in experimental canine asthma. *BJA: British Journal of Anaesthesia*, 51(8), 713–718.
- Hodgson, D. S., Dunlop, C. I., Chapman, P. L., & Smith, J. A. (2002). Cardiopulmonary effects of xylazine and acepromazine in pregnant cows in late gestation. *American Journal of Veterinary Research*, 63(12), 1695–1699.
- Holz, P., Holz, R. M., & Barnett, J. E. F. (1994). Effects of atropine on medetomidine/ketamine immobilization in the gray wolf (*Canis lupus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 209–213.

- Hruby, J. (2002). "Sus scrofa" (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Sus_scrofa.html
- Hsu, W. H. (1983). Antagonism of xylazine-induced CNS depression by yohimbine in cats. *California Veterinarian*, 37(8), 19-21.
- Hustveit, O., Maurset, A., & Øye, I. (1995). Interaction of the chiral forms of ketamine with opioid, phencyclidine, σ and muscarinic receptors. *Pharmacology & Toxicology*, 77(6), 355–359.
- Ilkiw, J. E., Pascoe, P. J., Haskins, S. C., Patz, J. D., & Jaffe, R. (1994). The cardiovascular sparing effect of fentanyl and atropine, administered to enflurane anesthetized dogs. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 58(4), 248.
- Jacques, K., & Myers, P. (2000). "Capreolus capreolus" (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Capreolus_capreolus.html
- Jalanka, H. H., & Roeken, B. O. (1990a). The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 259–282.
- Jalanka, H. H., & Roeken, B. O. (1990b). The use of medetomidine, medetomidine-ketamine combinations, and atipamezole in nondomestic mammals: a review. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 259–282.
- James, S. B., Cook, R. A., Raphael, B. L., Stetter, M. D., Kalk, P., MacLaughlin, K., & Calle, P. P. (1999). Immobilization of babirusa (*Babirusa babyrussa*) with xylazine and tiletamine/zolazepam and reversal with yohimbine and flumazenil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 521–525.
- Janovsky, M., Tataruch, F., Ambuehl, M., & Giacometti, M. (2000). A Zoletil®-Rompun® mixture as an alternative to the use of opioids for immobilization of feral red deer. *Journal of Wildlife Diseases*, 36(4), 663–669.

- Janssen, D. L., Raath, J. P., de Vos, V., Swan, G. E., Jessup, D., & Stanley, T. H. (1991). Field studies with the narcotic immobilizing agent A3080. *Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians, 1991*, 340–342.
- Jaspar, N., Mazzarelli, M., Tessier, C., & Milic-Emili, J. (1983). Effect of ketamine on control of breathing in cats. *Journal of Applied Physiology*, 55(3), 851–859.
- Jensen, J. M. (1982). Fentanyl citrate immobilization of zoo ungulates. *The Journal of Zoo Animal Medicine*, 13(3), 101–103.
- Klide, A. M., Calderwood, H. W., & Soma, L. R. (1975). Cardiopulmonary effects of xylazine in dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 36(7), 931–935.
- Kloes, H. G., & Lang, E. M. (1982). *Handbook of zoo medicine; diseases and treatment of wild animals in zoos, game parks, circuses and private collections*. New York, N. Y. (USA)
- Ko, J. C., & Berman, A. G. (2010). Anesthesia in shelter medicine. *Topics in Companion Animal Medicine*, 25(2), 92–97.
- Kock, M. D., Meltzer, D., & Burroughs, R. (2006). Chemical and physical restraint of wild animals: A training and field manual for African species. Greyton, South Africa.
- Kreeger, T. J. (1992). A review of chemical immobilization of wild canids. *Proceedings of American Association of Zoo Veterinarians/ American Association of Wildlife Veterinarians, 1992*, 271–283.
- Kreeger, T. J., & Arnemo, J. M. (1996). *Handbook of wildlife chemical immobilization*. International Wildlife Veterinary Services Laramie, Wyoming, USA.
- Kreeger, T. J., Callahan, M., & Beckel, M. (1996). Use of medetomidine for chemical restraint of captive gray wolves (*Canis lupus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 507–512.
- Kreeger, T. J., Cook, W. E., Piché, C. A., & Smith, T. (2001). Anesthesia of pronghorns using thiafentanil or thiafentanil plus xylazine. *The Journal of Wildlife Management*, 25–28.

- Kreeger, T. J., Faggella, A. M., Seal, U. S., Mech, L. D., Callahan, M., & Hall, B. (1987). Cardiovascular and behavioral responses of gray wolves to ketamine-xylazine immobilization and antagonism by yohimbine. *Journal of Wildlife Diseases*, 23(3), 463–470.
- Kreeger, T. J., Mandsager, R. E., Seal, U. S., Callahan, M., & Beckel, M. (1989). Physiological response of gray wolves to butorphanol-xylazine immobilization and antagonism by naloxone and yohimbine. *Journal of Wildlife Diseases*, 25(1), 89–94.
- Kreeger, T. J., Seal, U. S., Callahan, M., & Beckel, M. (1988). Use of xylazine sedation with yohimbine antagonism in captive gray wolves. *Journal of Wildlife Diseases*, 24(4), 689–690.
- Kreeger, T. J., Seal, U. S., Callahan, M., & Beckel, M. (1990). Physiological and behavioral responses of gray wolves (*Canis lupus*) to immobilization with tiletamine and zolazepam. *Journal of Wildlife Diseases*, 26(1), 90–94.
- Kreeger, T. J., Seal, U. S., & Tester, J. R. (1990). Chemical immobilization of red foxes (*Vulpes vulpes*). *Journal of Wildlife Diseases*, 26(1), 95–98.
- KuKanich, B., & Wiese, A. J. (2015). Opioids. In *Veterinary Anesthesia and Analgesia* (pp. 207–226). John Wiley & Sons, Ltd. [https://doi.org/https://doi.org/10.1002/9781119421375.ch11](https://doi.org/10.1002/9781119421375.ch11)
- Lang, S. M., Eglen, R. M., & Henry, A. C. (1979). Acetylpromazine administration: its effect on canine haematology. *Veterinary Record*, 105, 397–398.
- Lascelles, B. D. X., & Robertson, S. A. (2004). Use of thermal threshold response to evaluate the antinociceptive effects of butorphanol in cats. *American Journal of Veterinary Research*, 65(8), 1085–1089.
- LeBlanc, M. M., Hubbell, J. A. E., & Smith, H. C. (1984). The effects of xylazine hydrochloride on intrauterine pressure in the cow. *Theriogenology*, 21(5), 681–690.
- Lees, P., & Serrano, L. (1976). Effects of azaperone on cardiovascular and respiratory functions in the horse. *British Journal of Pharmacology*, 56(3), 263.

- Leise, B. S., Fugler, L. A., Stokes, A. M., Eades, S. C., & Moore, R. M. (2007). Effects of intramuscular administration of acepromazine on palmar digital blood flow, palmar digital arterial pressure, transverse facial arterial pressure, and packed cell volume in clinically healthy, conscious horses. *Veterinary Surgery*, 36(8), 717–723.
- Lemke, K. A. (2004a). Perioperative use of selective alpha-2 agonists and antagonists in small animals. *The Canadian Veterinary Journal*, 45(6), 475.
- Lemke, K. A. (2004b). Understanding the pathophysiology of perioperative pain. *The Canadian Veterinary Journal*, 45(5), 405.
- Lin, H. (2014). Injectable anesthetics and field anesthesia. *Farm Animal Anesthesia*, 60–94.
- Lin, H. C., Thurmon, J. C., Benson, G. J., & Tranquilli, W. J. (1993). Telazol—a review of its pharmacology and use in veterinary medicine. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 16(4), 383–418.
- Lin, H. C., Thurmon, J. C., Benson, G. J., Tranquilli, W. J., & Olson, W. A. (1989). The hemodynamic response of calves to tiletamine-zolazepam anesthesia. *Veterinary Surgery*, 18(4), 328–334.
- Mackintosh, C. G., MacArthur, J. A., Little, T. W. A., & Stuart, P. (1976). The immobilization of the badger (*Meles meles*). *British Veterinary Journal*, 132(6), 609–614.
- Matthews, N. S. (1993). The use of tiletamine-zolazepam for "darting" feral horses. *Journal of Equine Veterinary Science*, 13(5), 264–267.
- Mazzi, A. (2021). *Telenarcosi veterinaria*. Le Point Veterinaire Italie. <https://books.google.it/books?id=JdG3zgEACAAJ>
- McCrimmon, D. R., & Alheid, G. F. (2003). On the opiate trail of respiratory depression. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 285(6), R1274–R1275.
- McGregor, H. W., Hampton, J. O., Lisle, D., & Legge, S. (2016). Live-capture of feral cats using tracking dogs and darting, with comparisons to leg-hold trapping. *Wildlife Research*, 43(4), 313–322.

- Mejia, M., Medrano, A., Gonzalez-Rebeles, C., & Mejia, O. (2009). Capacitation status of frozen–thawed spermatozoa from wild ruminant species. *European Journal of Wildlife Research*, 55(1), 1–6.
- Meredith, A. (2016). Wildcats. In *BSAVA Manual of Wildlife Casualties* (pp. 253–259). BSAVA Library. Quedgeley, Gloucester, United Kingdom.
- Meyer, L. C. R., Fick, L., Matthee, A., Mitchell, D., & Fuller, A. (2008). Hyperthermia in captured impala (*Aepyceros melampus*): a fright not flight response. *Journal of Wildlife Diseases*, 44(2), 404–416. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-44.2.404>
- Miller, R. L., & Will, G. B. (1976). Use of M99 Etorphine and Antagonists to Immobilize and Handle Black Bears. *Bears: Their Biology and Management*, 3, 225–234. <https://doi.org/10.2307/3872770>
- Moens, Y., & Fargetton, X. (1990). A comparative study of medetomidine/ketamine and xylazine/ketamine anaesthesia in dogs. *The Veterinary Record*, 127(23), 567–571.
- Morelli, J., Briganti, A., Fuchs, B., Huber, D., Evans, A. L., Reljić, S., & Arnemo, J. M. (2020). Comparison of two non-invasive arterial blood pressure monitoring techniques in brown bears (*Ursus arctos*). *Veterinary and Animal Science*, 9, 100094.
- Morelli, J., Rossi, S., Fuchs, B., Richard, E., Barros, D. S. B., Küker, S., Arnemo, J. M., & Evans, A. L. (2021). Evaluation of Three Medetomidine-Based Anesthetic Protocols in Free-Ranging Wild Boars (*Sus scrofa*). *Frontiers in Veterinary Science*, 8.
- Morris, P. J. (2001). Chemical immobilization of felids, ursids, and small ungulates. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4(1), 267–298.
- Morris, P. J., Bicknese, B., Janssen, D. L., Sutherland-Smith, M., & Young, L. (1999). Chemical immobilization of exotic swine at the San Diego Zoo. *Proceedings of the American Association of Zoo Veterinarians*, 150.
- Muir, W., Lerche, P., Wiese, A., Nelson, L., Pasloske, K., & Whittem, T. (2008). Cardiorespiratory and anesthetic effects of clinical and supraclinical doses of alfaxalone in dogs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 35(6), 451–462.

- Muir, W. W., Skarda, R. T., & Sheehan, W. (1979). Hemodynamic and respiratory effects of a xylazine-acetylpromazine drug combination in horses. *American Journal of Veterinary Research (USA)*.
- Mullineaux, E., & Keeble, E. (2017). *BSAVA Manual Wildlife Casualties*. BSAVA. Quedgeley, Gloucs, United Kingdom
- Murrell, J. C., & Hellebrekers, L. J. (2005). Medetomidine and dexmedetomidine: a review of cardiovascular effects and antinociceptive properties in the dog. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 32(3), 117–127.
- Nind, F., Mosedale, P., & Contributors. (2020). Dart Guns. In *BSAVA Guide to the Use of Veterinary Medicines* (pp. 83–88). BSAVA Library.
- Nolfo, L. E., & Hammond, E. E. (2006). A novel method for capturing and implanting radiotransmitters in nutria. *Wildlife Society Bulletin*, 34(1), 104–110.
- Paddleford, R. R., & Harvey, R. C. (1999). Alpha2 agonists and antagonists. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 29(3), 737–745.
- Pattinson, K. T. S. (2008). Opioids and the control of respiration. *British Journal of Anaesthesia*, 100(6), 747–758.
- Philo, L. M. (1978). Evaluation of xylazine for chemical restraint of captive arctic wolves. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 173(9), 1163–1166.
- Pienaar, U. (1968). Recent advances in the field immobilization and restraint of wild ungulates in South African national parks. *Acta Zoologica. Pathologica*. 46, 17–38.
- Plumb, D. C. (2018). *Plumb's Veterinary Drug Handbook*. John Wiley & Sons. Stockholm, Wisconsin (USA).
- Poole, K. G., Mowat, G., & Slough, B. G. (1993). Chemical immobilization of lynx. *Wildlife Society Bulletin (1973-2006)*, 21(2), 136–140.
- Popovic, N. A., Mullane, J. F., & Yhap, E. O. (1972). Effects of acetylpromazine maleate on certain cardiorespiratory responses in dogs. *American Journal of Veterinary Research*.
- Prieto-Pablos, M. T., Sánchez-Calabuig, M. J., Hildebrandt, T. B., Göritz, F., Ortmann, S., Eder, S., Santiago-Moreno, J., Hermes, R., & Saragusty, J.

- (2016). Cryopreservation of captive roe deer (*Capreolus capreolus*) semen. *Theriogenology*, 86(3), 695–703.
- Rankin, D. C. (2015). Sedatives and Tranquilizers. In *Veterinary anesthesia and analgesia*, pp. 196–206. John Wiley & Sons.
- Rasmussen, N. J., Rosendal, T., & Overgaard, J. (1978). Althesin® in Neurosurgical Patients: Effects on Cerebral Hemodynamics and Metabolism. *Acta Anaesthesiologica Scandinavica*, 22(3), 257–269.
- Re, M., Blanco-Murcia, F. J., San Miguel, J. M., & Gómez de Segura, I. A. (2013). Reversible chemical restraint of free-range cattle with a concentrated combination of tiletamine-zolazepam, ketamine, and detomidine. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 77(4), 288–292.
- Read, M. R. (2003). A Review of Alpha₂ Adrenoreceptor Agonists and the Development of Hypoxemia in Domestic and Wild Ruminants. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 34(2), 134–138. <http://www.jstor.org/stable/20096276>
- Reich, D. L., & Silvay, G. (1989). Ketamine: an update on the first twenty-five years of clinical experience. *Canadian Journal of Anaesthesia*, 36(2), 186–197.
- Remonti, L., Prigioni, C., & Balestrieri, A. (2006). Range of the Eurasian Badger (“*Meles meles*”) in an Agricultural Area of Northern Italy. *Ethology Ecology & Evolution*, 18, 61–67.
- Restitutti, F., Raekallio, M., Vainionpää, M., Kuusela, E., & Vainio, O. (2012). Plasma glucose, insulin, free fatty acids, lactate and cortisol concentrations in dexmedetomidine-sedated dogs with or without MK-467: a peripheral α -2 adrenoceptor antagonist. *The Veterinary Journal*, 193(2), 481–485.
- Robertson, S. A., Wegner, K., & Lascelles, B. D. X. (2009). Antinociceptive and side-effects of hydromorphone after subcutaneous administration in cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 11, 76–81.
- Rockhill, A. P., Chinnadurai, S. K., Powell, R. A., & DePerno, C. S. (2011). A comparison of two field chemical immobilization techniques for Bobcats (*Lynx rufus*). *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 580–585.

- Roşu, O., Melega, I., Evans, A. L., Arnemo, J. M., & Küker, S. (2021). Evaluation of Medetomidine-Ketamine for Immobilization of Feral Horses in Romania. *Frontiers in Veterinary Science*, 8.
- Santiago-Moreno, J., Toledano-Díaz, A., Sookhthezary, A., Gómez-Guillamón, F., de la Vega, R. S., Pulido-Pastor, A., & López-Sebastián, A. (2011). Effects of anesthetic protocols on electroejaculation variables of Iberian ibex (*Capra pyrenaica*). *Research in Veterinary Science*, 90(1), 150–155.
- Schulte am Esch, J., Pfeifer, G., Thiemig, I., & Entzian, W. (1978). The influence of intravenous anaesthetic agents on primarily increased intracranial pressure. *Acta neurochirurgica*, 45(1-2), 15–25. <https://doi.org/10.1007/BF01774380>
- Schwartz, D. D., & Clark, T. P. (1998). Affinity of detomidine, medetomidine and xylazine for alpha-2 adrenergic receptor subtypes. *Journal of Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, 21(2), 107–111.
- Sipl, J. (2003). “*Capra ibex*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org.](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Capra_ibex.html)
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Capra_ibex.html
- Smith, J., & Myers, P. (2002). “*Canis lupus*” (On-line), *Animal Diversity Web*. [Www.Animaldiversity.Org.](http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Canis_lupus.html)
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Canis_lupus.html
- Soliman, M. G., Brindle, G. F., & Kuster, G. (1975). Response to hypercapnia under ketamine anaesthesia. *Canadian Anaesthetists' Society Journal*, 22(4), 486–494.
- Spagnesi, M., & de Marinis, A. M. (2002). *Mammiferi d'Italia*. Ministero dell'ambiente e della tutela del territorio.
- Spelman, L. H., Sumner, P. W., Karesh, W. B., & Stoskopf, M. K. (1997). Tiletamine-zolazepam anesthesia in North American river otters (*Lutra canadensis*) and its partial antagonism with flumazenil. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 418–423.

- Stanley, T. H., McJames, S., Kimball, J., Port, J. D., & Pace, N. L. (1988). Immobilization of elk with A-3080. *The Journal of Wildlife Management*, 577–581.
- Stepien, R. L., Bonagura, J. D., Bednarski, R. M., & Muir 3rd, W. W. (1995). Cardiorespiratory effects of acepromazine maleate and buprenorphine hydrochloride in clinically normal dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 56(1), 78–84.
- Stewart, M. C., & English, A. W. (1990). The reversal of xylazine/ketamine immobilisation of fallow deer with yohimbine. *Australian Veterinary Journal*, 67(9), 315–317.
- Sturtevant, F. M., & Drill, V. A. (1957). Tranquillizing drugs and morphine-mania in cats. *Nature*, 179(4572), 1253.
- Sutherland-Smith, M. (2015). Suidae and Tayassuidae (Wild pigs, peccaries). *Fowler's Zoo and Wild Animal Medicine*, 8, 568.
- Sweitzer, R. A., Ghneim, G. S., Gardner, I. A., Vuren, D. van, Gonzales, B. J., & Boyce, W. M. (1997). Immobilization and physiological parameters associated with chemical restraint of wild pigs with Telazol® and xylazine hydrochloride. *Journal of Wildlife Diseases*, 33(2), 198–205.
- Talbot, L. M. (1960). Field immobilization of some East African wild animals and cattle-I. *East African Agricultural and Forestry Journal*, 26(2), 92–102.
- Teisberg, J. E., Farley, S. D., Nelson, O. L., Hilderbrand, G. v, Madel, M. J., Owen, P. A., Erlenbach, J. A., & Robbins, C. T. (2014). Immobilization of grizzly bears (*Ursus arctos*) with dexmedetomidine, tiletamine, and zolazepam. *Journal of Wildlife Diseases*, 50(1), 74–83.
- Thurmon, J. C., Nelson, D. R., Hartsfield, S. M., & Rumore, C. A. (1978). Effects of xylazine hydrochloride on urine in cattle. *Australian Veterinary Journal*, 54(4), 178–180.
- Travaini, A., Ferreras, P., Aldama, J. J., Fedriani, J. M., & Delibes, M. (1994). Chemical immobilization of European wild badgers (*Meles meles*). *Revue de Medecine Veterinaire*, 145, 577–580.
- Varela-Lopez, O., Gomez-Martinez, M. I., Rodriguez, A. A., & González-Cantalapiedra, A. (2021). Immobilization of mouflon (*Ovis orientalis*

- musimon) using medetomidine–ketamine–morphine or dexmedetomidine–ketamine–morphine. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 52(3), 1018–1023.
- Varga, M. (2016). Deer. In *BSAVA Manual of Wildlife Casualties*, pp. 275–298. BSAVA Library. Quedgeley, Gloucester, United Kingdom
- Votey, S. R., Bosse, G. M., Bayer, M. J., & Hoffman, J. R. (1991). Flumazenil: a new benzodiazepine antagonist. *Annals of Emergency Medicine*, 20(2), 181–188.
- Walsh, V. P., & Wilson, P. R. (2002). Sedation and chemical restraint of deer. *New Zealand Veterinary Journal*, 50(6), 228–236.
- Walzer, C., Kaczensky, P., Ganbaatar, O., Lengger, J., Enkhsaikhan, N., & Lkhagvasuren, D. (2021). Capture and anaesthesia of wild Mongolian equids—the Przewalski’s horse (*Equus ferus przewalskii*) and khulan (*E. hemionus*). *Mongolian Journal of Biological Sciences*, 4(1), 19–29.
- Wang A. “*Meles meles*” (On-line), *Animal Diversity Web*.
 Www.Animaldiversity.Org.
http://animaldiversity.ummz.umich.edu/site/accounts/information/Meles_meles.html
- Waxman, K., Shoemaker, W. C., & Lippmann, M. (1980). Cardiovascular effects of anesthetic induction with ketamine. *Anesthesia and Analgesia*, 59(5), 355–358.
- Westermann, C. M., Laan, T. T., van Nieuwstadt, R. A., Bull, S., & Fink-Gremmels, J. (2005). Effects of antitussive agents administered before bronchoalveolar lavage in horses. *American Journal of Veterinary Research*, 66(8), 1420–1424.
- White, P. F., Way, W. L., & Trevor, A. J. (1982a). Ketamine—its pharmacology and therapeutic uses. *The Journal of the American Society of Anesthesiologists*, 56(2), 119–136.
- White, P. F., Way, W. L., & Trevor, A. J. (1982b). Ketamine—its pharmacology and therapeutic uses. *The Journal of the American Society of Anesthesiologists*, 56(2), 119–136.
- Wiensner, H., Rietschel, W., & Gatesman, T. J. (1984). The Use of the Morphine-like Analgesic Carfentanyl in Captive Wild Mammals at Tierpark Hellabrunn.

- The Journal of Zoo Animal Medicine*, 15(1), 18–23.
<https://doi.org/10.2307/20094674>
- Williams, D. E., & Riedesel, D. H. (1987). Chemical immobilization of wild ruminants. *Iowa State University Veterinarian*, 49(1), 6.
- Wilson, P. R., Beimans, J., Stafford, K. J., Veltman, C. J., & Spoorenberg, J. (1996). Xylazine and a xylazine/fentanyl citrate/azaperone combination in farmed deer I: Dose rate comparison. *New Zealand Veterinary Journal*, 44(3), 81–87.
- Wolfe, L. L., Lance, W. R., & Miller, M. W. (2004). Immobilization of mule deer with thiafentanil (A-3080) or thiafentanil plus xylazine. In *Journal of Wildlife Diseases* (Vol. 40, Issue 2). http://meridian.allenpress.com/jwd/article-pdf/40/2/282/2236802/0090-3558-40_2_282.pdf
- Wolkers, J., Wensing, T., & Bruinderink, G. G. (1994). Sedation of wild boar (*Sus scrofa*) and red deer (*Cervus elaphus*) with medetomidine and the influence on some haematological and serum biochemical variables. *Veterinary Quarterly*, 16(1), 7–9.
- Zabek, M. A., Wright, J., Berman, D. M., Hampton, J. O., & Collins, C. W. (2015). Assessing the efficacy of medetomidine and tiletamine–zolazepam for remote immobilisation of feral horses (*Equus caballus*). *Wildlife Research*, 41(7), 615–622.
- Zamora-Ledesma, S., Hernández-Camacho, N., Villagrán-Herrera, M. E., Sánchez-Moreno, M., Concha-Valdez, F. G., Jones, R. W., Moreno-Pérez, M. A., & Camacho-Macías, B. (2016). Presence of trypanosomatid antibodies in gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*) and domestic and feral dogs (*Canis lupus familiaris*) in Queretaro, Mexico. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 5, 25–30.
- Zöllner, C., & Stein, C. (2006). Opioids. *The Handbook of Experimental Pharmacology*, 177, 31–63. doi: 10.1007/978-3-540-33823-9_2