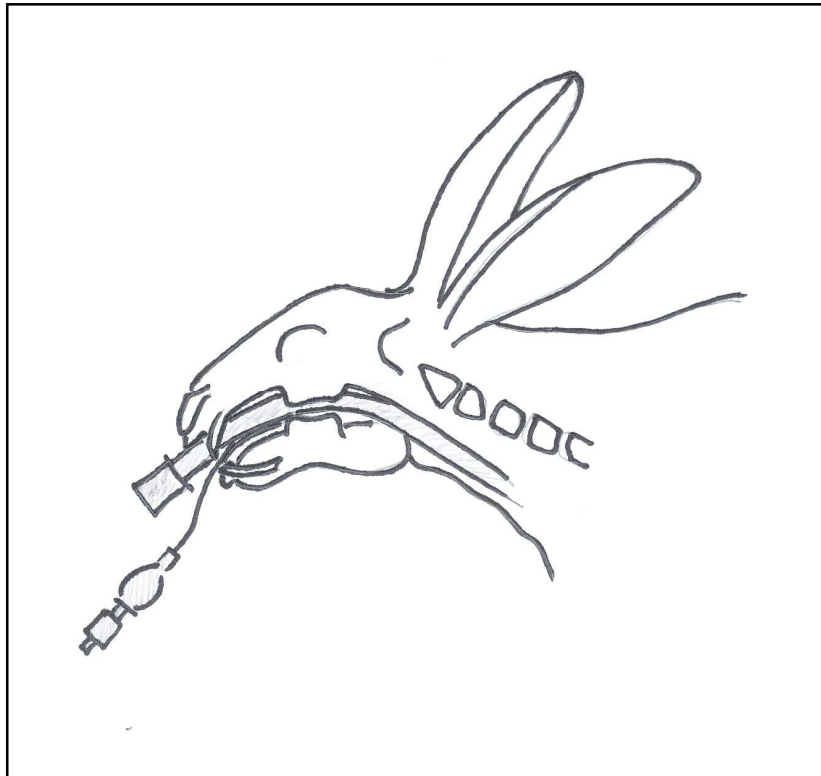


EKSOOTTISTEN LEMMIKKIELÄINTEN ANESTESIA SUOMESSA: KANI JA JYRSIJÄT

Kaisa Kilpeläinen 2010



Lisensiaatintutkielma
Kirjallisuuskatsaus
Eläinlääketieteellisen anestesiologian oppiaine
Kliinisen hevos- ja pieneläinlääketieteen osasto
Eläinlääketieteellinen tiedekunta
Helsingin yliopisto



Tiedekunta - Fakultet – Faculty Eläinlääketieteellinen tiedekunta	Osasto - Avdelning – Department Kliinisen hevos- ja pieneläinlääketieteen osasto	
Tekijä - Författare – Author Kaisa Kilpeläinen		
Työn nimi - Arbetets titel – Title Eksoottisten lemmikkieläinten anestesia Suomessa: Kani ja jrsijät – kirjallisuuskatsaus		
Oppiaine - Läroämne – Subject Eläinlääketieteellinen farmakologia ja toksikologia: Anestesiologia		
Työn laji - Arbetets art – Level Lisensiaatintutkielma	Aika - Datum – Month and year Huhtikuu 2010	Sivumäärä - Sidoantal – Number of pages 56 sivua
Tiivistelmä - Referat – Abstract		
<p>Korkean anestesiakuolleisuuden vuoksi kanin ja jrsijöiden nukuttaminen koetaan perinteisesti vaikeaksi. Pikkunisäkkäiden diagnostiset sekä kirurgiset menetelmät ovat kehittyneet jatkuvasti, mikä asettaa uusia vaatimuksia anestesian toteuttamiselle. Samalla eläinlääkärin tiedot ja taidot ovat kuitenkin lisääntyneet, joten nykyään myös eksoottisemmille lemmikkieläimille on mahdollista tarjota yhä pidempi ja laadukkaampi anestesia.</p> <p>Suomalaisessa eläinlääkärinkoulutuksessa pikkunisäkkäiden anestesia jää hyvin vähälle huomiolle, vaikka lajit ovat koiran ja kissan jälkeen yleisimpiä pieneläinpotilaitamme. Anestesia-aineet ovat vain harvoin hyväksytyjä kanille tai jrsijälajille ja lääkeaineiden käyttö perustuu kaskadisäädöksiin. Tästä johtuen lääkkeen valmisteyhteenvedosta ei löydy ohjetta pikkunisäkkäskäytölle ja eläinlääkärin on etsittävä tietoa muualta. Aiheesta ei kuitenkaan ole saatavilla ajantasaista suomenkielistä kirjallisuutta. Tämä tutkielma pyrkii osaltaan korjaamaan näitä puutteita toimimalla käytännönläheisenä käsikirjana kanin ja jrsijöiden laadukkaan anestesian toteuttamisesta maassamme.</p> <p>Kuten muillakin lajeilla, myös pikkunisäkkäillä onnistunut anestesiakokonaisuus on usean osatekijän summa, jossa suunnittelun ja tukihoidon merkitys korostuu. Kanin ja jrsijöiden normaali fysiologia asettaa anestesian toteutukselle omat vaikeutensa. Pienikokoiset potilaat ovat alttiita anestesian aikaiselle hapenpuutteelle, ruumiinlämmön laskemiselle, matalalle verensokerille sekä verenhukalle. Lisäksi lajit ovat herkkiä stressin haittavaikutuksille ja piilevät hengitystiesairaudet ovat yleinen ongelma. Tukihoidon tehokasta toteuttamista vaikeuttaa verisuoniyhteyden puuttuminen sekä hengityspotken asentamisen hankaluus. Myös anestesian seuranta on vaativaa ja perustuu lähinnä valvojan havaintoihin, sillä pienille potilaille sopivia valvontalaitteita on hyvin rajoitetusti saatavilla.</p> <p>Tiedostamalla potilasryhmän erityisvaatimukset anestesiaan liittyviä riskejä voidaan kuitenkin hallita menestyksellä. Nykykäsityksen mukaan kanin ja jrsijöiden anestesia on turvallisinta toteuttaa inhalaatioanestesia-aineilla, jotka mahdollistavat syvyyden nopean säätelyn. Pelkässä inhalaatioanestesiassa on kuitenkin omat riskinsä ja esilääkityksen käyttö on suositeltavaa anestesiakaasujen annosriippuvaisten haittavaikutusten vähentämiseksi. Opioidien käyttö osana esilääkitystä on lisääntynyt kaikilla pikkunisäkkäslajeilla.</p> <p>Tutkittua tietoa eksoottisten lemmikkieläinten kliinisestä anestesiasta on edelleen vähän saatavilla ja etenkin annoksia koskevat suositukset perustuvat osittain käyttökokemukseen. Vaikka kani ja useat jrsijälajit ovat tunnettuja koe-eläimiä, poikkeaa laboratorioanestesia huomattavasti käytännön potilastyöstä ja tutkimustulosten käyttökelpoisuuden arvioiminen tulee tehdä kriittisesti.</p>		
Avainsanat – Nyckelord – Keywords kani, jrsijä, rotta, hiiri, gerbiili, hamsteri, marsu, chinchilla, pikkunisäkäs, anestesia		
Säilytyspaikka – Förvaringställe – Where deposited Viikin kampuskirjasto		
Työn johtaja (tiedekunnan professori tai dosentti) ja ohjaaja(t) – Instruktor och ledare – Director and Supervisor(s) Työn johtaja: Marja Raekallio Ohjaajat: Mari Vainionpää, Marja Raekallio		

SISÄLLYSLUETTELO

1 JOHDANTO	1
2 PIKKUNISÄKKÄIDEN FYSIOLOGISET ERITYISPIIRTEET ANESTESIAN SUUNNITTELUN HAASTEENA	2
2.1 Korkea perusaineenvaihduntataso ja kudosten hapentarve.....	2
2.2 Matala verensokeri, alilämpöisyys ja verenhukka.....	3
3 ANESTESIAA EDELTÄVÄT VALMISTELUT JA POTILAAN ARVIOINTI	4
3.1 Stressin epäedullisten vaikutusten välttäminen	4
3.1 Kliininen yleistutkimus ja potilaan anestesiakuntoisuuden arvioiminen.....	5
3.2 Paastottaminen	8
3.3 Esivalmistelut ennen anestesian induktiota.....	9
4 SUOMESSA MARKKINOILLA OLEVAT PIKKUNISÄKKÄILLE KÄYTETYT ESILÄÄKEAINEET	11
4.1 Antikolinergiset aineet eli parasymptolyytit (atropiini, glykopyrrolaatti)..	12
4.3 Bentsodiatsepiinit (diazepaami, midatsolaami)	13
4.4 α_2 -Adrenergiset agonistit (ksylatsiini, medetomidiini, deksmedetomidiini)	13
4.5 Opioidit	15
5 SUOMESSA MARKKINOILLA OLEVAT PIKKUNISÄKKÄILLE KÄYTETYT INJEKTIOANESTESIA-AINEET	16
5.1 Ketamiini.....	16
5.2 Propofoli.....	17
6 INHALAATIOANESTESIA	18
6.1 MAC-arvo	19
6.2 Piikkunisäkkäillä käytettävät inhalaatioanestesia-aineet	20
6.3 Anestesian induktio inhalaatioanestesia-aineilla	21
6.4 Anestesian ylläpito maskilla.....	21
6.5 Anestesian ylläpito hengityspotken avulla	22
7 POTILAAN SEURANTA ANESTESIAN AIKANA.....	23
7.1 Anestesian syvyyden arviointi	24
7.2 Sydän- ja verenkiertoelimistön toiminnan seuraaminen.....	24
7.3 Hengityselimistön toiminnan seuraaminen	26
7.4 Ruumiinlämmön seuraaminen.....	27
8 ANESTESIASTA TOIPUMINEN ELI HERÄÄMINEN	28
9 KANIN ANESTESIA.....	29
9.2 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi	30
9.3 Esilääkitys ja rauhoittaminen	32
9.3 Intubointi.....	33
9.3.1 Sokkoteknikka	33
9.3.2 Suora visualisointitekniikka.....	34
9.3.3 Epäsuora visualisointitekniikka.....	35
9.4 Inhalaatioanestesia	36
9.5 Tasapainotettu anestesia injektioanestesia-aineilla.....	36

10 ROTAN JA PIKKUJYRSIJÖIDEN ANESTESIA.....	38
10.2 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi.....	38
10.3 Esilääkitys ja rauhoittaminen	40
10.3 Intubointi	41
10.4 Inhalaatioanestesia	41
10.5 Tasapainotettu injektioanestesia	42
11 MARSUN JA CHINCHILLAN ANESTESIA	43
11.1 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi.....	43
11.2 Esilääkitys ja rauhoittaminen	45
11.3 Intubointi	45
11.4 Inhalaatioanestesia	46
11.5 Tasapainotettu injektioanestesia	46
12 POHDINTA.....	47
KIRJALLISUUSLUETTELO:	50
LIITE 1: ESILÄÄKKEIDEN SUOSITUSANNOKSIA KANILLE	
LIITE 2: YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA KANILLE	
LIITE 3: ESILÄÄKKEIDEN SUOSITUSANNOKSIA ROTALLE JA PIKKUJYRSIJÖILLE.....	
LIITE 4: YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA ROTALLE JA PIKKUJYRSIJÖILLE.....	
LIITE 5: ESILÄÄKITYS- JA YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA MARSULLE JA CHINCHILLALLE	

1 JOHDANTO

Kanin ja jyrsijöiden suosio lemmikkeinä kasvaa Suomessa jatkuvasti. Samalla lisääntyvät potilasryhmän eläinlääkärikäynnit sekä omistajien vaatimustaso hoidon suhteen ja eläinlääkäriin tulee pystyä tarjoamaan tehokas ja turvallinen anestesia, myös pikkunisäkkäille (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Eksoottisempien lemmikkieläinten lääkintä jää selvästi paitsioon kotimaisessa eläinlääkärikoulutuksessa eikä nykyaikaisista anestesiaprotokollista ole saatavilla suomenkielistä kirjallisuutta. Tämä kirjallisuuskatsaus pyrkii osaltaan korjaamaan näitä puutteita, tarjoamalla ajantasaista tietoa kanin ja lemmikijyrsijöiden anestesian toteuttamisesta maassamme. Menestyksellisen anestesian rakennuspalikoita ovat yleisten anestesiaperiaatteiden tunteminen, potilasryhmän tai yksilön erityisrajoitusten tiedostaminen sekä korkeatasoiseen tukihoitoon panostaminen (Mayer 2007). Tutkielmassa näihin aiheisiin pyritään paneutumaan mahdollisimman käytännönläheisesti.

Aiheen rajaamiseksi tekstissä käsitellään ainoastaan Suomessa myyntiluvallisia esilääkkeitä ja anestesia-aineita. Rajaus perustellaan sillä, että kanin ja jyrsijöiden anestesia on turvallista toteuttaa markkinoilla olevilla lääkeaineilla eikä eläinlääkäreillä ole tavallisesti käytössään pikkunisäkkäiden nukuttamiseen tarkoitettuja erityislupa-valmisteita. Eksoottisten lemmikkien kivun lääkitsemisestä on valmistumassa oma tutkielmansa, joten tässä kirjallisuuskatsauksessa ei käsitellä kivun lievittämistä eikä tulehduskipulääkkeitä.

Pikkunisäkläjien, mutta myös rotujen ja yksilöiden välillä on huomattavia eroja anestesia-aineiden vasteissa, mikä vaikeuttaa rutiininomaisten toimintamallien laatimista (Avsaroglu ym. 2003, Hacker ym. 2005). Tutkielmassa on koottu yhteen ohjeellisia suositusannoksia ja anestesiakokonaisuuksia, joiden on tarkoitus toimia apuna yksilöllisen anestesian suunnittelussa. Koska lääkeaineannoksia koskeva tutkimustieto on pikkunisäkkäiden osalta osittain vanhentunutta eikä ajantasaista tietoa ole saatavissa, on suositusannosten lähteenä käytetty tieteellisten julkaisujen ohella myös uudempia oppikirjoja sekä konferenssitiivistelmiä.

2 PIKKUNISÄKKÄIDEN FYSIOLOGISET ERITYISPIIRTEET ANESTESIAN SUUNNITTELUN HAASTEENA

Pienimpien potilaiden anestesian hallinta on, korkean komplikaatoriskin ja anestesiakuolleisuuden takia, koettu perinteisesti vaikeaksi (Cantwell 2001, Brodbelt ym. 2008). Perehtymällä kanin ja lemmikkijärsijöiden pienestä ruumiinkoosta johtuviin fysiologisiin erityispiirteisiin ja keskittymällä näihin liittyvien vaarojen tunnistamiseen, voidaan anestesiariiskejä kuitenkin hallita hyvällä menestyksellä (Hernandez-Divers& Lennox 2009).

2.1 Korkea perusaineenvaihduntataso ja kudosten hapentarve

Mitä pienemmästä potilaasta on kyse, sitä korkeampi on elimistön perusaineenvaihduntataso ja hapenkulutus (Heard 2004). Suuri hapentarve altistaa pikkunisäkkäät veren happipitoisuuden laskun haittavaikutuksille ja pienimmille järsijöille voi kehittyä palautumattomia keskushermostovaurioita jo alle 30 sekuntia kestävä hengityspysähdysten aikana (Cantwell 2001). Kudosten happivaatimuksesta johtuen pikkunisäkkäiden hengityksen minuuttitilavuus on korkea suhteessa ruumiinkokoon (Heard 2007b). Esimerkkinä voidaan verrata 20 kg:n koiran ja 300 g painavan rotan minuuttitilavuuksia ($V_{\min} = \text{hengitystaajuus} \times \text{kertahengitystilavuus}$) painoon suhteutettuina (McDonell & Kerr 2007):

$$V_{\text{Koiran}} = (16/\text{min} \times 314 \text{ ml}) : 20 \text{ kg} = 251 \text{ ml/kg/min}$$
$$V_{\text{Rotta}} = (103/\text{min} \times 2 \text{ ml}) : 0,3 \text{ kg} = 687 \text{ ml/kg/min}$$

Hengitystaajuus ja kertahengitystilavuus vaikuttavat suoraan inhalaatioanestesia-aineiden pitoisuusarvoihin potilaan elimistössä. Mitä suurempi hengityksen suhteellinen minuuttitilavuus on, sitä nopeammin anestesia-aineen pitoisuus kasvaa keuhkorakkula-kaasussa ja aineen veriliukoisuudesta riippuen edelleen aivokudoksessa. Myös ulohengityskaasuun tapahtuva erittyminen on nopeaa (Steffey&Mama 2007). Käytännössä tämä tarkoittaa, että pikkunisäkkäillä inhalaatioanestesian syvyys muuttuu erittäin tehokkaasti anestesiakaasun höyrystimen asetuksista riippuen (Heard 2004).

Anestesiakaasujen tavoin injektiona annettavat anestesia-aineet poistuvat verraten nopeasti kanin ja jyrsijöiden elimistöstä, sillä korkea perusaineenvaihduntataso kiihdyttää lääkeaineiden metaboliaa (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Vaikutusta tehostaa kasvinsyöjälajien pitkälle kehittynyt kyky muuttaa kasvikeemikaaleja myrkyttömään muotoon (Heard 2007a). Kaneilla voi esimerkiksi olla verenkierrössään atropiiniesteraasientsyymejä, jotka pilkkovat tehokkaasti atropiinisulfaattia, lyhentäen lääkeaineen tehoa sekä vaikutusaikaa merkittävästi (Heard 2004). Nopeasta eliminaatiosta sekä pikkunisäkkäiden ruumiin suuresta pinta-ala-tilavuussuhteesta johtuen, injektiona käytettävien anestesia-aineiden vaikutukset ovat usein vaikeasti ennustettavissa ja terapeuttiset annokset verraten suuria painokiloja kohden (Flecknell ym. 2007).

2.2 Matala verensokeri, alilämpöisyys ja verenhukka

Pikkunisäkkäiden glykogeenivarastot ovat hyvin pienet (Heard 2007b) ja verensokeritason ylläpitämiseksi eläimen on saatava riittävän usein energiapitoista ravintoa. Käytännössä tämä toteutetaan lemmikkieläinten kohdalla usein vapaana ruokintana. Lemmikit eivät joudu juurikaan tekemään töitä ruokansa eteen ja aktiivisuustaso on usein villieläimiin verrattuna matala, mikä voi, ruuan laadusta riippuen, johtaa eläimen lihomiseen (Bihun & Bauck 2004, Brooks 2004). Ylipaino heikentää potilasturvallisuutta vaikeuttamalla anestesia-aineiden tarkkaa annostelua sekä vaikutusten luotettavaa ennustamista ja lisäämällä hengityselimistön komplikaatio-riskiä. Osa lääkeaineista varastoituu rasvakudokseen, mikä johtaa heräämisvaiheen pitkittymiseen (Candiotti ym. 2009).

Korkea perusaineenvaihduntataso yhdessä pienten glykogeenivarastojen kanssa altistaa pikkunisäkkäät anestesian aikana veren alhaiselle glukoosipitoisuudelle eli hypoglykemialle (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Tämä on yksi tavallisimmista syistä kanin ja jyrsijöiden anestesiakuolemiin. Riskien minimoimiseksi pikkunisäkkään anestesiaa edeltävän paastotuksen tulee perustua huolelliseen potilaskohtaiseen hyötyhaitta-arvioon eikä ruokinnan lopettamista suositella lainkaan pienimmille jyrsijälajeille (Heard 2004). Paastottamista on käsitelty tarkemmin anestesian ennakkovalmisteluja koskevassa kappaleessa.

Pikkunisäkkäiden normaali ruumiinlämpö on suhteellisen korkea (taulukko 1) (Heard 2004) ja ruumiin suuresta pinta-ala-tilavuussuhteesta johtuen etenkin kuljettumisen kautta tapahtuva lämpöhukka nopeaa (Taylor 2007). Anestesian aikana potilas menettää lämpöä kuljettumisen lisäksi johtamalla sekä huoneilmaan säteilemällä (Nevarez 2005). Samalla anestesia-aineet häiritsevät elimistön fysiologisten lämmönsäätelymekanismien toimintaa lammaamalla keskushermostoa ja vähentämällä lihasaktiivisuutta (Grint & Murison 2007), mikä johtaa nopeaan alilämpöisyyden eli hypotermian kehittymiseen (Taylor 2007). Potilasturvallisuuden takaamiseksi lämpöhukan ehkäisemisen tulee kuulua keskeisenä osana anestesian aikaiseen tukihoitoon ja eläimelle on tarjottava lisälämmönlähde, myös lyhyissä toimenpiteissä sekä heräämisen aikana (Mayer 2007).

Pienestä ruumiinkoosta johtuen pikkunisäkkäillä on pieni veritilavuus (taulukko 1). Nestemenetysten tehokas korvaaminen on usein vaikeaa verisuoniyhteyden ja erityislaitteiston puuttumisen takia ja vähäinenkin verenhukka saattaa johtaa hengenvaaralliseen veritilavuuden pienenemiseen (Flecknell ym. 2007). Ongelmia voivat aiheuttaa myös läpimitaltaan pienet hengitystiet. Hengitystiet aiheuttavat ilman kulkemiselle luonnollisen vastuksen, joka on kääntäen verrannollinen hengitysteiden säteeseen (McDonnell & Kerr 2007). Pikkunisäkkäillä jo vähäinenkin säteen pieneneminen, liman kertymisen tai turvotuksen takia, voi siten johtaa hengityksen työkuorman merkittävään lisääntymiseen anestesian aikana (Heard 2004).

3 ANESTESIAA EDELTÄVÄT VALMISTELUT JA POTILAAN ARVIOINTI

3.1 Stressin epäedullisten vaikutusten välttäminen

Kani ja jyräjät ovat luonnossa saaliseläimiä, jotka stressaantuvat helposti ja reagoivat uhkaaviin tilanteisiin stressireaktion ohjaaman pakenemisvietin avulla (Heard 2007a). Stressi aiheuttaa veren katekoliamiinipitoisuuden (adrenaliini, noradrenaliini) nousua (Hernandez-Divers & Lennox 2009) sekä tahdosta riippumattoman hermoston sympaattisen ärsytyksen lisääntymisen, mikä heikentää anestesia-aineiden tehoa. Lisäksi potilaan verenpaine, sydämen työmäärä ja rytmihäiriöriski kasvavat (Fordham 2007). Vakavimmillaan voimakkaan stressireaktion seurauksena on sydämen pysähtyminen (Cantwell 2001). Stressin välttämiseksi potilaan tulisi antaa sopeutua

vieraaseen ympäristöön ennen anestesian käynnistämistä eli induktiota (Flecknell ym. 2007). Kirjallisuudessa mainitaan hyvänä vaihtoehtona pikkunisäkkään rutiininomainen yövyttäminen klinikalla ennen seuraavana päivänä suoritettavaa toimenpidettä, mutta myös lyhyemmästä sopeutumisajasta on hyötyä (Cantwell 2001).

Kiinnipitäminen estää eläintä pakenemasta pelottavassa tilanteessa ja aiheuttaa uuden ympäristön ohella kaneille ja jysijöille huomattavaa lisästressiä (Heard 2004). Vaikka lajien ja yksilöiden välillä on eroja, ovat pikkunisäkkäät tavallisesti tottuneet käsittelyyn huonommin, kuin koirat tai kissat ja kokevat etenkin vieraan ihmisen suorittaman tutkimuksen helposti uhkaavaksi (Bihun & Bauck 2004). Karkuun pyristellessään eläin voi vahingoittaa sekä itseään, että kiinnipitäjää (Heard 2007a). Kiinnipitostressin minimoimiseksi sekä potilasturvallisuuden takaamiseksi, pikkunisäkkäiden kanssa työskentelevien henkilöiden tulee tuntea lajikohtaiset kiinnipitotekniikat sekä apuvälineet (Flecknell ym. 2007). Ihanteellisessa tilanteessa potilas saa rauhoittua kliinisen tutkimuksen jälkeen muutaman tunnin ennen anestesian induktiota lämpimässä ja hämärässä tilassa, jossa altistuminen saalistajien voimakkaille hajuille ja äänille on vältettävissä (Cantwell 2001, Fordham 2007).

3.1 Kliininen yleistutkimus ja potilaan anestesiakuntoisuuden arvioiminen

Ennen anestesiaa potilaan hoitohistoria tulee käydä läpi ja arvioida kliinisen tutkimuksen perusteella eläimen anestesiakuntoisuus (Bennett 2009). Mikäli potilaan tutkiminen ei onnistu ilman rauhoitusta, eläimen tila arvioidaan esitietojen ja ulkoisen tarkkailun perusteella. Sairaiden tai kiihtyneiden eläinten rauhoittaminen ennen tarkempia tutkimuksia on usein perusteltua stressin välttämiseksi (Cantwell 2001). Mitä laajempi yleistutkimus potilaalle tehdään, sitä paremmin mahdollisia anestesiatarpeita pystytään arvioimaan ja ehkäisemään jo ennalta (Fordham 2007).

Jokaiseen induktiota edeltävään perustutkimukseen tulee sisällyttää sydän- ja verenkiertoelimistön sekä hengityselimistön toiminnan arvioiminen ja ruumiinlämmön perustason mittaaminen (Heard 2004). Pikkunisäkkäiden sydän- ja hengityksäänien kuunteleminen onnistuu parhaiten lastenlääkäreiden käyttämällä stetoskoopeilla, joiden pieni suppilo-osa mahdollistaa kuuntelualueen rajaamisen (Heard 2004). Lämmön mittaamiseen suositellaan eläinkäyttöön suunniteltuja pienikokoisia nopeita digitaalisia

mittareita (Nevarez 2005). Kanilta lämpö voidaan mitata myös lapsille tarkoitetulla korvamittarilla. Yhtä tärkeää kuin elintoimintojen arvioiminen, on potilaan tarkan elopainon määrittäminen luotettavalla digitaalisella grammavaa'alla (Paul-Murphy 2007). Pikkunisäksälajeilla anestesia-aineiden turvamarginaalit voivat olla hyvin kapeita ja yliannoksen riski kasvaa huomattavasti, mikäli potilaan paino arvioidaan ilman punnitusta (Cantwell 2001). Kanin ja jyrsijöiden keskeisimpiä fysiologisia normaaliarvoja on koottu taulukkoon 1.

Taulukko 1: Pikkunisäkkäiden fysiologisia perusarvoja (Bihun & Bauck 2004, Johnson 2004, Quesenberry ym. 2004, Hawkins & Graham 2007, Joslin 2009). V = tilavuus.

	Kani	Marsu	Chinchilla	Rotta	Hiiri	Gerbiili	Hamsteri
Elinikä (vuotta)	6-13	5-7	10 - > 20	2-3,5	1-3	2-3,5	1,5-3
Paino (g)	700- > 8000	700- 1200	400- 800	225- 500	20- 63	46- 131	87- 130
Syketaajuus (/min)	130- 325	240- 310	200- 350	313- 493	427- 697	260- 600	310- 471
Hengitystaajuus (/min)	32- 60	40- 100	45- 80	71- 146	91- 216	85- 160	38- 110
Normaalilämpö (°C)	38,5-40	38-39	38-39	37,7	37,1	38,2	37,6
Vveri (ml/kg)	40-70	67-92	-	50-70	58-79	67	65-80
Vedenkulutus ml/kg/vrk	100- 150	100- 150	100- 150	45- 55	5-8	4	9-12

Kliinistä yleistutkimusta tehdessä on tärkeää huomioida potilaan ikä suhteessa lajin fysiologiseen elinikäennusteeseen (taulukko 1) sekä mahdolliset lajityypilliset sairaudet. Näistä kaneilla ja jyrsijöillä merkittävimpiä ovat piilevät krooniset hengitystiesairaudet, ruuansulatuskanavaongelmat sekä aineenvaihduntahäiriöt (Heard 2004, Fordham 2007). Lisäksi melko yleisenä tavataan maksa- ja munuaisvikaa (Mitchell 2009). Koska suurin osa pikkunisäkkäistä hengittää pääasiassa nenän kautta, ylähengitysteiden sairaudet voivat vaikeuttaa hengitystä merkittävästi etenkin maskilla toteutettavan inhalaatioanestesian aikana (Heard 2007b). Yleistutkimuksessa tulee aina hengitysäänen

kuuntelemisen lisäksi tarkastaa potilaan ylähengitysteiden ja nenänielun avoimuus kohdevalon avulla (Heard 2004).

Verinäytetutkimus on hyödyllinen lisä potilaan anestesiakuntoisuuden arvioinnissa ja maailmalla kaneilta ja jyrsijöiltä tutkitaan perusveriarvoja yhä useammin (Mitchell 2009). Käytännössä verinäytteenotto on kuitenkin suurimmalla osalla lajeista teknisesti vaikeaa tai lähes mahdotonta ja potilaan pieni veritilavuus rajoittaa edustavan näytteen saantia (Heard 2004). Tutkimukseen kerättävä verimäärä ei saa ylittää 10 % potilaan veritilavuudesta (Cantwell 2001), mikä tarkoittaa, että esimerkiksi 30 g:n painoisella gerbiilillä, jonka veritilavuus on 67 ml/kg (taulukko1) eli 2,0 ml, näyte saisi olla korkeintaan 0,2 ml:n suuruinen (Cantwell 2001). Mikäli eläimen veritilavuutta ei tunneta, näytteeksi otetaan korkeintaan veritilavuus, joka vastaa 1 %:a eläimen normaalista elopainosta (taulukko 1) (Joslin 2009). Edellisestä johtuen induktiota edeltävän verinäytteen tutkiminen on järkevää lähinnä kaneilla ja suurilla jyrsijöillä, joilla kohtalaisen pienestäkin verimäärästä saadaan tutkittua veren punasoluosuus, kokonaisproteiinimäärä sekä glukoosi- ja ureapitoisuus (Bennett 2009).

Potilaan anestesiakuntoisuuden arvioiminen tarkoittaa kliinisiin tutkimuksiin perustuvaa potilaan tilan luokittelemista turvallisen anestesiakokonaisuuden suunnittelemiseksi. Arvioinnissa voidaan käyttää apuna esimerkiksi American Society of Anesthesiologyn (ASA) laatimaa luokitusta (taulukko 2) (Mayer 2007). Suurin osa eläinlääkäripraktiikassa nukutettavista pikkunisäkäspotilaista kuuluu luokkiin I ja II. Esimerkkinä korkeamman luokituksen saavasta potilaasta voi olla tiine, ketoosista kärsivä marsu tai purentavian vuoksi nälkiintynyt kani (Cantwell 2001).

Taulukko 2: Potilaan kliinisen tilan luokittelu American Society of Anesthesiologyn (ASA) mukaan (Cantwell, 2001).

Luokka	Kliininen tila
I	Normaali terve potilas
II	Potilaalla lievä systeemisairaus
III	Potilaalla kohtalainen tai vakava systeemisairaus
IV	Potilalla henkeä uhkaava systeemisairaus
V	Potilas on kuolemaisillaan eikä sen odoteta elävän seuraavaa 24 tuntia

3.2 Paastottaminen

Pikkunisäkkäiden anestesiaa edeltävästä paastottamisesta on vain vähän tutkimustietoa saatavilla ja eläinlääkäriin on arvioitava tilanne aina potilaskohtaisesti. Merkittävin paastottamisen haittavaikutuksista on eläinten valmiiksi pienten glykogeenivarastojen tyhjeneminen, joka altistaa pikkunisäkkäät jo muutamassa tunnissa ilmenevälle hypoglykemialle (Cantwell 2001). Kaneilla ja marsuilla myös suolen toiminnan lamaantumisen riski kasvaa (Heard 2007a). Vasta-aiheista paastottaminen on nälkiintyneillä sekä maksan vajaatoiminnasta kärsivillä potilailla, lopputiineyden aikana ja kaikkein pienimmillä lemmikkijyrsijöillä (Heard 2004).

Normaaleista anatomisista ja fysiologisista tekijöistä johtuen kani ja pikkujyrsijät eivät oksenna eikä paastottaminen siten ole välttämätöntä anestesian aikaisen aspiraatoriskin minimoimiseksi (Flecknell ym. 2007). Etuna voidaan kuitenkin pitää ruuansulatuskanavan tilavuuden pienenemistä, mikä vähentää palleaan ja keuhkoihin kohdistuvaa mekaanista painetta. Vaikutus on merkittävin suurilla kaniroduilla sekä yli-painoisilla yksilöillä (Cantwell 2001), joskin kanien suuri umpisuoli sekä taipumus ulosteen syöntiin voivat estää vatsaontelon tilavuuden todellisen pienenemisen (Heard 2004).

Merkittävästä regurgitaatio-riskistä johtuen marsun paastottaminen on suositeltavaa. Regurgitaatiolla tarkoitetaan ruokamassan palaamista mahalaukusta takaisin ruokatorveen ja edelleen suuhun. Anestesian aikana suuhun palannutta ruokamassaa voi joutua sisäänhengityksen mukana henkitorveen, mikä aiheuttaa hengenvaarallisen tukoksen muodostumisen. Paastottamisen on todettu vähentävän marsujen regurgitaatio-taipumusta, mutta riskiä ei kuitenkaan saada täysin poistettua (Cantwell 2001).

Mikäli kani tai jyrsijä päädytään paastottamaan ennen anestesiaa, suosittelee kirjallisuus paastotusajaksi korkeintaan 4 tuntia (Heard 2004, Bennett 2009). Kani, marsu, chinchilla ja hamsteri säilyttävät ruokaa suussa ja lyhytaikainen syömättömyys ennen eläimen nukuttamista edesauttaa suun tyhjenemistä, mistä on hyötyä etenkin ennen hammas-operaatioita (Bennett 2009). Kyseisillä lajeilla suuontelo kannattaa aina tarkastaa ennen anestesiaa mahdollisen ruokamateriaalin poistamiseksi (Heard 2004).

3.3 Esivalmistelut ennen anestesian induktiota

Potilaan fysiologisen tilan tulisi olla mahdollisimman vakaa ennen anestesian induktiota. Pikkunisäkkäiden kohdalla tärkeintä on huolehtia normaalin ruumiinlämmön ylläpitämisestä, nestetasapainon säilymisestä sekä hypoglykemian ennaltaehkäisemisestä (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Tehokas anestesian aikainen tukihoidon antaminen on verisuoniyhteyden puuttumisen takia usein vaikeaa ja ennen induktiota annettavalla tukihoidolla on siten ensiarvoisen tärkeä merkitys etenkin pienikokoisimpien potilaiden anestesiaturvallisuudelle (Mayer 2007). Lääkeaineet, jotka voivat aiheuttaa potilaalle allergista yliherkkyyttä, kuten antibiootit, annetaan ennen anestesian käynnistämistä, jotta vältetään hengenvaaralliselta anafylaktiselta sokilta anestesian aikana (Heard 2004, Evans & Wilson 2007).

Pieneläimille yleisesti käytössä olevat nestetuotteet ovat turvallisia myös pikkunisäkkäille ja potilailla, joilla verisuoniyhteyden asentaminen on käytännössä mahdotonta, voidaan nestehoito toteuttaa laskimon sijasta luuytimeen (Flecknell ym. 2007). Kristalloideja, kuten Ringerin-liuoksia, käytettäessä kirjallisuus antaa pikkunisäkkäille nesteytysnopeudeksi 5-10 ml/kg/h, mihin voidaan yhdistää kolloidi nopeudella 0,8 ml/kg/h (Lichtenberger & Ko 2007, Paul-Murphy 2007). Esimerkiksi 100 g:n painoiselle hamsterille tämä tarkoittaisi nestenopeutta 0,5-1 ml/h:ssa, jonka luotettava annostelu vaatisi erityisen ruiskupumpun. Tällaisia laitteita ei kuitenkaan korkean hinnan vuoksi liene vielä Suomessa kliinisessä käytössä.

Käytännössä parhaaseen tulokseen päästään, kun pienikokoiselle eläimelle annetaan tukinesteytys vatsaonteloon tai nahan alle ennen anestesian induktiota ja hoito uusitaan tarvittaessa toimenpiteen jälkeen (Flecknell ym. 2007). Suositeltavat nesteannokset löytyvät lajikohtaisesti taulukosta 3. Vaihtoehtoisesti nesteytys voidaan toteuttaa jakamalla lajin normaali päivittäinen nesteentarve (taulukko 1) kolmeen yhtä suureen osaan, joista ensimmäinen annetaan potilaalle ennen anestesiaa ja kaksi seuraavaa tarpeen mukaan anestesian aikana ja toipumisvaiheessa (Mader 2004). Vatsaonteloon ja nahan alle annettu neste imeytyy hitaasti eikä riitä korvaamaan verenvuodon aiheuttamaa nestehukkaa (Heard 2004). Kirjallisuus suosittelee, että anestesian kestäessä yli 20–30 minuuttia potilaalle annettaisiin kristalloidien lisäksi 5 %:sta

glukoosiliuosta hypoglykemian ehkäisemiseksi (Cantwell 2001). Kanille 5 %:sen glukoosiliuoksen suositusannos on 10 ml/kg (Harcourt-Brown 2001).

Taulukko 3: Aikuisille pikkunisäkkäille suositellut nesteytysmäärät (ml/eläin) vatsaonteloon ja nahan alle (Flecknell ym. 2007)

Reitti	Hiiri	Rotta	Kani	Marsu	Hamsteri	Gerbiili
Vatsaonteloon (IP)	2	5	50	20	3	2-3
Nahan alle (SC)	1-2	5	30-50	10-20	3	1-2

Alilämpöisyyden hoitaminen on huomattavasti vaikeampaa kuin sen ennaltaehkäisy ja lisälämmön tarjoaminen heti induktiovaiheesta aina potilaan täydelliseen heräämiseen on tärkeä osa anestesian tukihoitoa (Nevarez 2005). Lämpöhukan estämiseksi on suositeltavaa nostaa toimenpidehuoneen lämpötilaa, asettaa potilaan ja pöydän väliin lämmitettävä alusta sekä minimoida toimenpiteeseen käytettävä aika (Heard 2004). Leikkausalueelta leikataan mahdollisimman vähän karvaa ja valmistelussa käytetään vettä ja saippualliuoksia (Flecknell ym. 2007). Alkoholilla ei tule käyttää, koska nopeasti haihtuessaan se sitoo lämpöenergiaa potilaan iholta aiheuttaen pienikokoiselle eläimelle merkittävää lämpöhukkaa (Atkins & de Paula 2002).

Kaikkien sekä valmistelussa, että nestehoidossa käytettävien nesteiden tulee olla lämmitettyjä eivätkä ne saa päästä jäähtymään esimerkiksi ruiskussa (Fordham 2007, Mayer 2007). Haihtumalla tapahtuva lämpöhukka on voimakkainta ruumiin ääreisistä ja rungon lisäksi potilaan pää sekä raajat tulee peittää kevyellä eristävällä materiaalilla, kuten kuplamuovilla tai alumiinifoliolla (Cantwell 2001). Rotilla on tärkeää muistaa peittää myös pitkä karvaton häntä (Fordham 2007).

Hiirillä ja rotilla tehdyn tutkimuksen mukaan pelkkä lämpöalustan käyttö riittää pitämään pikkunisäkäspotilaan ruumiinlämmön lähes normaalina (Taylor 2007). Näin ehkäistään kuitenkin lähinnä johtumalla tapahtuvaa lämpöhukkaa ja suositeltavampaa on erilaisten menetelmien yhdistäminen (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Lisälämmönlähteinä voidaan käyttää lämpölamppuja, kuumavesipatjoja/peittoja, sähkölämmitteisiä lämpöalustoja, tutkimushansikkaasta tehtyjä ”kuumavesipulloja”, mikroaaltouunissa lämmitettäviä kaurapusseja tai lämminilmapuhaltimia (Nevarez 2005).

Lämminilmapuhaltimet sekä kuumavesipatjat on todettu erityisen turvallisiksi ja tehokkaiksi pikkunisäkäkäytössä. Ne eivät polta potilasta, lämpenevät tasaisesti eivätkä pääse jäähtymään liian viileiksi (Sikoski 2007, Taylor 2007). Sopiva lämpötila esimerkiksi lämpöalustalle on 37 °C – 39 °C (Flecknell ym. 2007).

Kaneilla tehdyssä tutkimuksessa ruokatorvesta mitatun ruumiinlämmön todettiin laskevan merkittävästi enemmän, kun ketamiini-isofluraani-anestesiaan yhdistettiin midatsolaami medetomidiniin verrattuna. Onkin mahdollista, että lisälämmön tarjoamisen lisäksi hypotermiariskiinkin voidaan vaikuttaa myös anestesia-ainevalinnoilla (Grint & Murison 2007). Aikaisemmin marsuilla tehdyssä tutkimuksessa vastaavaa eroa ei kuitenkaan havaittu alfa-2-agonistien välillä (Buchannan ym. 1999) ja mahdolliset käytännön sovellukset vaativat vielä lisätutkimuksia.

Nukutusta edeltävän esihapetuksen 100 %:lla hapella tulee kuulua rutiininomaisiin anestesiavalmisteluihin (Mayer 2007). Hapetus voidaan toteuttaa käytännöllisesti muutamassa minuutissa erilaisten kammioiden ja maskien avulla (Heard 2004). Pikkunisäkkäät ovat alttiita hengityselimistön komplikaatioille sekä hapenpuutteelle ja lisähapen tulee olla jatkuvasti saatavilla kunnes potilas on täysin hereillä (Flecknell ym. 2007). Tämä pätee myös silloin, kun anestesia toteutetaan yksinomaan injektio-anestesia-aineilla (Cantwell 2001). Eläimen asettaminen makuuasentoon siten, että rintaontelo on hieman vatsaontelon yläpuolella, ehkäisee sisäelinten painumista palleaa vasten, mikä voi osaltaan helpottaa potilaan hengitystä (Capello 2006).

Pikkunisäkkäillä on suuret ulkonevat silmät, joiden sarveiskalvo vaurioituu helposti. Anestesian aikainen, vaurioitumiselle altistava, silmän pinnan kuivuminen voidaan estää kosteuttavalla silmätipalla tai -voiteella, jota lisätään tarvittaessa toimenpiteen aikana ja vielä heräämisvaiheessa (Cantwell 2001).

4 SUOMESSA MARKKINOILLA OLEVAT PIKKUNISÄKKÄILLE KÄYTETYT ESILÄÄKEAINEET

Pikkunisäkkäiden lääkinnässä on hyvä huomioida, ettei lajeille hyväksytyjä valmisteita ole juurikaan markkinoilla ja myyntiluvallistenkin anestesia-aineiden lainmukainen

käyttö perustuu kaskadisäädökseen (www.evira.fi). Sääöksessä sallitaan toiselle eläinlajille tai ihmiselle hyväksytyn lääkevalmisteen käyttö silloin, kun potilaan omalle lajille hyväksyttyä valmistetta ei ole saatavissa (6/EEO/2008).

Esilääkkeisiin lasketaan rauhoitusaineet, lihasrelaksantit, opioidit sekä usein myös tulehduskipulääkkeet. Anestesiaa edeltävän lääkityksen tavoitteena on vähentää eläimen kokemaa stressiä, tarvittavien anestesia-aineiden määrää sekä anestesiaan ja heräämiseen kuluva aikaa (Lichtenberger & Ko 2007). Lisäksi esilääkityksen rauhoittava vaikutus helpottaa potilaan käsittelyä ja lievittää toimenpiteestä aiheutuvaa kipua (Bennett 2009).

4.1 Antikolinergiset aineet eli parasymptolyytit (atropiini, glykopyrrolaatti)

Antikolinergiset aineet kilpailevat autonomisen hermoston parasympaattisista hermopäätteistä vapautuvan asetyylikoliinin kanssa elimistön muskariinireseptoreista ja ehkäisevät parasymptikusärsytystä (Lemke 2007). Kanien ja lemmikkijärsijöiden ahtaat hengitystiet tukkeutuvat helposti limanerityksen seurauksena ja parasymptolyyttejä on perinteisesti käytetty syljen- ja keuhkoputkien erityksen hillitsemiseen (Heard 2004). Käyttö on kuitenkin kiisteltyä, sillä ryhmän lääkeaineet voivat muuttaa eritteet paksuiksi, mikä edesauttaa tukoksen muodostumista (Fordham 2007). Lisäksi rotilla on raportoitu hengenvaarallista verenpaineen laskua yhdistelmäkäytössä alfa-2-agonistien kanssa (Flecknell ym. 2007).

Parasymptolyyttien ehkä merkittävin vaikutus on sydämen harvalyöntisyyden eli bradykardian ehkäiseminen (Lemke 2007). Pieneläinkäytössä olevat atropiini ja glykopyrrolaatti nostavat sydämen lyöntitaajuutta myös pikkunisäkkäillä. Ketamiini-alfa-2-agonistiyhdistelmällä nukutetuilla kaneilla ja järsijöillä tehdyssä tutkimuksessa glykopyrrolaatti todettiin kuitenkin atropiinia tehokkaammaksi (Olson 1994). Kumpikaan lääkeaineista ei vaikuta potilaan hengitystaajuuteen tai ruumiinlämpöön yksin tai yhdessä anestesia-aineiden kanssa käytettynä (Heard 2004).

4.3 Bentsodiatsepiinit (diatsepaami, midatsolaami)

Bentsodiatsepiinien vaikutus välittyy keskushermostossa sijaitsevien GABA-bentsodiatsepiinireseptorikompleksien kautta. Gamma-aminovoihappo (GABA) on keskushermoston estävä välittäjäaine, jonka vaikutuksia bentsodiatsepiinit voimistavat saaden aikaan ahdistuksen lievittymisen, rauhoittumisen, kouristusriskin pienenemisen sekä lihasten rentoutumisen. Bentsodiatsepiineja pidetään verraten turvallisina lääkeaineina, sillä niiden vaikutukset verenkiertoelimistön ja hengityksen toimintaan ovat vähäisiä (Lemke 2007). Diatsepaamin kohdalla tulee kuitenkin huomioida, että lääkeliuoksessa lääkeaine on liuotettu propyleeniglykoliin, joka voi aiheuttaa herkille yksilöille verenpaineen laskua nopean suonensisäisen annostelun yhteydessä (Heard 2004). Lisäksi diatsepaamin lihaksensisäistä annostelua tulee välttää, koska lääkeliuos aiheuttaa paikallista kudostuhoa ja lääkeaineen imeytyminen lihaksesta on epävarmaa (Lemke 2007). Pienimmillä potilailla, joilla verisuoniyhteyden asentaminen ei ole mahdollista, voidaan vaihtoehtoisena antoreitteinä käyttää vatsaonteloa tai antaa lääke suun kautta (Heard 2007b).

Midatsolaami on diatsepaamia potentimpi ja lyhytvaikutteisempi bentsodiatsepiini. Se sekoittuu vesiliukoisena hyvin esimerkiksi ketamiinivalmisteisiin ja imeytyy tehokkaasti myös lihaksensisäisesti annosteltuna (Lemke 2007). Bentsodiatsepiinit sopivat rauhoittavan ja lihaksia rentouttavan vaikutuksensa vuoksi hyvin pikkunisäkkäiden yhdistelmäanestesiaan yhdessä dissosiativisten anesteettien kanssa ja ovat turvallisuutensa takia erityisen hyödyllisiä huonokuntoisten potilaiden esilääkityksessä (Heard 2004). Diatsepaamin ja midatsolaamin vaikutus voidaan kumota flumatseniililla (Lemke 2007).

4.4 α_2 -Adrenergiset agonistit (ksylatsiini, medetomidiini, deksmedetomidiini)

Alfa-2-reseptoreita on verisuonten sisäpinnoilla, verihiutaleissa, suoliston sileän lihaksen hermolihaskliitoksissa sekä keskus- ja ääreishermoston hermosolujen välisissä liitoksissa (Lemke 2007). Aivosillan ja ydinjatkeen reseptorien aktivoituminen vähentää välittäjäaineena toimivan noradrenaliinin vapautumista ja heikentää siten sympaattisen järjestelmän aktivaatiota (Shirasaka ym. 2007). Potilas rauhoittuu, sydämen lyöntitiheys hidastuu ja verenpaine laskee (Lemke 2007). Alfa-2-agonistit sopivat hyvin pikku-

nisäkkäiden yhdistelmänestesiaan, sillä rauhoittavan vaikutuksensa lisäksi ne lievittävät kipua ja saavat aikaan lihasten rentoutumisen (Lichtenberger & Ko 2007).

Lääkeaineryhmän merkittävimmät haittavaikutukset kohdistuvat annosriippuvaisesti sydän- ja verenkiertoelimistöön ja jo terapeuttisilla annoksilla havaitaan sydämen syketaajuuden hidastuminen sekä verenpainemuutokset (Henke ym. 2004, Grint & Murison 2008). Aluksi verisuonten supistuminen aiheuttaa verenpaineen nousua, mutta sympaattisen aktiivisuuden vähentyessä verenpaine laskee huomattavan matalaksi. Lisäksi alfa-2-agonistit voivat aiheuttaa hengityselimistön sekä suoliston toiminnan lamaantumista (Lemke 2007). Haittavaikutustensa vuoksi alfa-2-agonisteja ei suositella käytettävän sydän- ja verenkiertoelimistön sairauksista kärsiville tai yleiskunniltaan heikoille potilaille (Lichtenberger & Ko 2007).

Alfa-2-reseptoreille selektiivinen medetomidiini on ollut jo pitkään käytetyin pieneläinten rauhoitusaine Suomessa. Maailmalla alfa-2-agonisteista on perinteisesti totuttu käyttämään lyhytvaikutteista ksylatsiinia, jota on heikomman tehonsa takia pidetty turvallisempana (Heard 2004, Henke ym. 2004). Kaneilla tehdyssä tutkimuksessa ksylatsiinin yhdistäminen ketamiiniin aiheutti kuitenkin merkittävästi suuremman sydän- ja verenkiertoelimistövaikutuksen, kuin medetomidiini-ketamiiniyhdistelmä (Henke ym. 2005) ja uusimmissa lähteissä medetomidiini onkin nostettu esisijaiseksi pikkunisäkkäillä käytettäväksi alfa-2-agonistiksi myös maailmalla (Mitchell 2009).

Uusimpana markkinoille tullut selektiivinen alfa-2-agonisti deksmedetomidiini on medetomidiinin stereoisomeeri, jonka vaikutus on samanlainen, mutta suurin piirtein kaksi kertaa niin voimakas kuin medetomidiinilla (Lemke 2007, Shirasaka 2007). Lääkeaineen kliinisestä käytöstä pikkunisäkkäillä ei juuri ole tutkittua tietoa, mutta suositusannoksina voidaan käyttää medetomidiinin puolikkaita annoksia. Alfa-2-agonistien vaikutus on kumottavissa atipametsolilla tai muilla α_2 -antagonisteilla (Flecknell ym. 2007).

4.5 Opioidit

Opioidit eli euforisoivat analgeetit ovat aineita, jotka sitoutuvat pääasiassa elimistön klassisten opioidireseptoreiden (μ , κ ja δ) erilaisiin alatyyppeihin. Lääkeaineiden vaikutuskirjo on laaja ja riippuu sitoutumisen luonteesta (Lamont & Mathews 2007). Opioidien käyttö kanilla ja jyrsoijillä on lisääntynyt vasta viime vuosina, koska lääkeaineiden on katsottu sopivan huonosti pikkunisäkäkäyttöön hengitystä sekä ruuansulatuskanavaa lamaavan ja hypotermialle altistavan haittavaikutuksensa takia (Lamont & Mathews 2007, Lichtenberger & Ko 2007). Uusimmissa lähteissä opioideja käytetään kuitenkin jo rutiinomaisesti osana esilääkitystä täydentämään rauhoitusaineiden vaikutusta ja lievittämään kipua (Buitrago ym. 2008, Bennett 2009, Hernandez-Divers & Lennox 2009).

Opioidien käytön merkittävimpiin etuihin kuuluu kivun lievittymisen lisäksi anestesia-aineiden vaikutuksen tehostuminen. Kaneilla butorfanoli-esilääkityksen on todettu vähentävän merkittävästi anestesian ylläpitoon vaadittavan isofluraanin määrää (Turner ym. 2006) sekä lisäävän anestesian kestoa ketamiini-medetomidiniyhdistelmällä (Hedenqvist ym. 2002). Rotilla buprenorfiini puolestaan vähensi vastaavasti propofolin kulutusta (Penderis & Franklin 2005). Matalammilla ylläpitoannoksilla anestesia-aineiden annosriippuwaitset haittavaikutukset ovat lievempiä, mikä parantaa huomattavasti potilasturvallisuutta (Lichtenberger & Ko 2007).

Pikkunisäkkäillä eniten käytettyjä opioideja ovat butorfanoli, buprenorfiini ja fentanyl (Lichtenberger & Ko 2007). Butorfanoli on κ -agonisti sekä μ -antagonisti, joka saa aikaan lievän rauhoittumisen sekä kivun lievittymisen ja sopii hyvin erilaisiin yhdistelmiin (Lamont & Mathews 2007). Lääkeaineen vaikutuksella on niin sanottu katto eli annosta nostamalla ei saada vaikutuksen tehoa kasvamaan, mikä pätee myös hengitystä lamaavaan haittavaikutukseen. Butorfanolilla voidaan kumota μ -agonistien hengitystä lamaava vaikutus ilman kivunlievityksen menettämistä (Lichtenberger & Ko 2007).

μ -Osittaisagonistina myös buprenorfiinilla on kattovaikutus, mutta lääkeaine ei saa aikaan potilaan rauhoittumista, vaan toimii lähinnä tehokkaana ja pitkävaikutteisena kipulääkkeenä. Lyhytvaikutteinen fentanyl kuuluu puhtaisiin μ -agonisteihin.

Lääkeainetta käytetään erilaisissa yhdistelmissä sekä rauhoittavan, että kipua lievittävän vaikutuksensa takia. Opioidien vaikutukset voidaan kumota naloksonilla (Lamont & Mathews 2007).

Kanit ovat tunnetusti herkkiä opioidien hengitystä lamaavalle vaikutukselle ja etenkin puhtaiden μ -agonistien käyttöä kannattaa harkita, mikäli eläimen hengitystä ei ole mahdollista avustaa (Henke ym. 2005, Lichtenberger & Ko 2007). Yhdistelmänestesia-protokollia vertaileessa tutkimuksessa merkittävä osa fentanyyliyhdistelmällä lääkityistä kaneista kärsi lyhytaikaisesta hengityspysähdyksestä ja hengitystaajuuksien todettiin olevan matalia (Henke ym. 2005). Saman yhdistelmän käyttö chinchilloilla ei kuitenkaan saanut aikaan vastaavia hengityselimistövaikutuksia (Henke ym. 2004) ja kattovaikutuksen omaavilla antagonisti-agonisteilla haittavaikutukset näyttäisivät olevan huomattavasti vähäisemmät myös kanilla (Hedenqvist ym. 2002).

5 SUOMESSA MARKKINOILLA OLEVAT PIKKUNISÄKKÄILLE KÄYTETYT INJEKTIOANESTESIA-AINEET

Tasapainotettu anestesia tarkoittaa rauhoitusaineiden, kipulääkkeiden sekä anestesia-aineiden yhdistelmäkäyttöä siten, että saadaan aikaan luotettava ja turvallinen kirurginen anestesia. Kaikkia yhdistelmän lääkeaineita tarvitaan vähemmän kuin yksin käytettäessä, mikä vähentää annosriippuvaisia haittavaikutuksia (Buitrago ym. 2008). Nykytiedon mukaan pikkunisäkkäälle injektioanestesia-aineilla toteutettava kirurginen anestesia saadaan aikaan luotettavimmin yhdistämällä alfa-2-agonisti tai bentsodiatsepiini yhdessä opioidin kanssa ketamiiniin tai propofoliin (Grint & Murison 2008, Mitchell 2009).

5.1 Ketamiini

Dissosiatiiiviset anesteetit aiheuttavat keskushermoston eri alueiden välisten viestiyhteyksien katkeamisen ja estävät tiedonkulun aivojen alemmista osista aivokuorelle. Hermosolujen toiminta ei esty yleisellä tasolla, minkä seurauksena lihasrelaksaatio on heikko ja useat refleksit säilyvät korkeillakin annostasoilla (Lin

2007). Esimerkiksi marsuilla on havaittu raajojen liikekyvyn osittainen säilyminen lääkeaineannoksilla, joiden pitäisi saada aikaan kirurginen anestesia (Heard 2004).

Ketamiini on ainoa dissosiatiiivinen anesteetti, jolla on Suomessa pieneläinkäytön salliva myyntilupa (Evira). Lääkeaineen vaikutus perustuu N-metyyli-d-aspartaatti (NMDA) reseptorin estoon keskushermostossa, mikä johtaa autonomisen hermoston sympaattisen aktiivisuuden lisääntymiseen, aiheuttaen verenpaineen nousua ja sydämen taajalyöntisyyttä (Lichtenberger & Ko 2007). Vaikutus on poikkeava muihin pieneläimillä käytettäviin nukutusaineisiin verrattuna (Heard 2004). Terapeuttisilla annoksilla vaikutukset hengityselimistön toimintaan ovat vähäisiä ja lääkeaineella on heikko kipua lievittävä vaikutus. Ketamiinin unikomponentti aiheuttaa potilaalle niin sanotun jännitysjäykkyytilan eli katalepsian, johon liittyy tajunnan ja muistin menetys, lihasten pysyessä jännittyneinä (Lin 2007).

Merkittävimpiin haittavaikutuksiin kuuluvat kouristuskohtausriski, kallonsisäisen paineen nouseminen (Lin 2007) sekä sydänlihaksen supistuvuuden heikkeneminen (Heard 2004). Kirjallisuus ei suosittele ketamiinin käyttöä pikkunisäkkäille ainoana anestesia-aineena heikon lihasrelaksaation, lyhyen vaikutusajan, kouristuskohtausriskin sekä mahdollisten harha-aistimusten takia (Heard 2004, Flecknell ym. 2007). Lääkeaineen on todettu aiheuttavan hallusinaatioita ihmiselle ja on mahdollista, että myös eläimet kokevat epämiellyttäviä aistimuksia pelkässä ketamiinianestesiassa (Jansen 2000). Yhdistelmäkäyttöön lääkeaine sopii sitä vastoin erinomaisesti ja onkin rutiininomaisessa käytössä pikkunisäkkäillä (Mitchell 2009). Annostelussa on huomioitava, että lihaksen sisään annettu ketamiini aiheuttaa kipua ja pikkunisäkkäillä mahdollisesti merkittävää kudostuhoa (Flecknell ym. 2007). Pienimmille potilaille lääkeaine kannattaakin annostella laimennettuna vatsaonteloon (Bihun & Bauck 2004).

5.2 Propofoli

Propofoli on kemialliselta rakenteeltaan muista nukutusaineista poikkeava, huonosti veteen liukeneva, lyhyt- ja nopeavaikutteinen injektioanestesia-aine (Branson 2007), jonka tarkkaa vaikutusmekanismia ei tunneta (Baumgartner ym. 2008). Vaikutuksen nopea alkaminen johtuu kuitenkin tehokkaasta kertymisestä aivokudokseen ja lyhyt vaikutusaika puolestaan uudelleen jakautumisesta muihin kudoksiin sekä metaboliasta

eritettävään muotoon. Tehokas poistuminen takaa, ettei lääkeaine pääse kertymään elimistöön (Branson 2007).

Propofoli aiheuttaa annosriippuvaisesti verenkierto- ja hengityselimistön lamaanumista (Heard 2004). Nopean suonensisäisen annon jälkeen vaikutus näyttäisi olevan lyhytaikaisesti verisuonia supistava, kun taas tasaisessa ylläpitoanestesiassa päinvastoin verisuonet laajenevat ja sydänlihaksen supistuvuus heikkenee (Baumgartner ym. 2008). Hengitysfrekvenssin ja kertahengitystilavuuden pieneneminen johtaa minuuttitilavuuden laskuun sekä mahdolliseen hengityspysähdykseen annoksesta, injektionopeudesta sekä muiden lääkeaineiden yhteisvaikutuksesta riippuen (Heard 2004). Propofolilla ei ole kipua lievittävää vaikutusta eikä tunnettua antagonistia (Branson 2007).

Lääkeainetta voidaan annostella pikkunisäkkäille laskimoon (Henke 2007) tai luuytimeen (Mitchell 2009) ja sen käyttöindikaatioihin kuuluvat anestesian induktio sekä ylläpito jatkuvana infuusiona tai toistuvina injektioina annosvasteen mukaan (Lichtenberger & Ko 2007). Propofolin käyttö on tavallista kanin ja jyrsojiden laboratorioanestesiassa (Martin-Cancho ym. 2006) ja saa aikaan 10–45 minuuttia kestävä yleistuonestesian sekä tasaisen heräämisen myös kliinisessä käytössä (Mitchell 2009). Suomessa potilaskäyttö lienee edelleen kuitenkin melko vähäistä laskimo- ja luuydinkanyloinnin teknisestä vaativuudesta sekä käyttötarkoitukseen sopivien infuusio-laitteiden puuttumisesta johtuen.

6 INHALAATIOANESTESIA

Inhalaatioanestesiassa potilas hengittää anestesia-aineen sisäänhengityksen mukana keuhkoihin. Lääkeaine imeytyy keuhkorakkulakaasusta edelleen verenkiertoon ja kumuloituu rasvaliukoisuutensa ansiosta tehokkaasti vaikutuskohteeseensa aivo-kudokseen. Tasapainotilassa keuhkorakkulakaasusta liukenee vereen yhtä suuri määrä anestesia-ainetta, kuin sitä palaa verenkierrasta takaisin. Tasapainotila saavutetaan sitä nopeammin, mitä heikompi veriliukoisuus käytetyllä inhalaatioanestesia-aineella on (Steffey & Mama 2007).

Inhalaatioanestesian käyttö mahdollistaa anestesian syvyyden nopean säätelyn ylläpitovaiheessa. Myös induktio ja heräämisvaihe ovat nopeita sekä helposti kontrolloitavissa, mikä parantaa potilasturvallisuutta (Flecknell ym. 2007, Buitrago ym. 2008). Käytännössä, jos eläinlääkärillä on inhalaatioanestesia käytettävissään, tämä on ensisijainen valinta pikkunisäkkäiden nukuttamiseen (Heard 2004).

6.1 MAC-arvo

Kullekin inhalaatioanestesia-aineelle on määritetty lääkeaineen tehokkuudesta kertova MAC-arvo (minimal alveolar concentration). Arvo kuvaa sitä anestesia-aineen pitoisuutta keuhkorakkulakaasussa, joka riittää tasapainotilassa estämään leikkausviillon aiheuttaman kivun liikevasteen 50 %:lla yksilöistä. Pitoisuus ilmoitetaan anestesiakaasun tilavuusprosenttina (Steffey & Mama 2007).

Inhalaatioanestesia-laitteiston höyrystimen avulla on mahdollista säätää anestesia-aineen pitoisuutta sisäänhengitys- ja edelleen keuhkorakkulakaasussa. Kirurgisen anestesian aikaansaamiseksi säätöjen arvioinnissa käytetään apuna anestesia-aineen MAC-arvoa, joka vaihtelee vain vähän eläinlajien välillä (taulukko 4) (Heard 2004). Kanilla MAC arvot ovat kuitenkin tavallisesti hieman korkeampia kuin muilla lajeilla (Steffey & Mama 2007). Esimerkiksi vuonna 2003 tehdyssä tutkimuksessa isofluraanin MAC koiralle oli 1,27 ja kanille 2,08 (Valverde ym. 2003).

Taulukko 4: Isofluraanin ja sevofluraanin MAC-arvot

(**Vivien ym. 1999, Steffey & Mama 2007,*da Segura ym. 2009)

	Kani	Rotta	Hiiri	Gerbii* [*]	Hamsteri**
Isofluraani	2,08	1,38	1,37	1,55	1,62
Sevofluraani	3,70	2,60	2,70	2,9	2,31

Höyrystimen asetukset kirurgisen anestesian ylläpitoon pikkunisäkkäillä ovat kirjallisuuden mukaan noin 25 % suuremmat kuin käytetyn anestesia-aineen MAC-arvo (Heard 2004). Esimerkkinä voidaan käyttää jälleen isofluraania, jonka höyrystin tulisi edellisen mukaan säätää kanin kirurgisen anestesian ylläpitoa varten tilavuuteen 2,6 %. Tässä tulee kuitenkin huomioida, että MAC-arvo on vain viitteellinen apuväline höyrystimen asetuksia arvioitaessa ja käytettävän anestesia-ainetason tulee perustua

potilaan vasteeseen. Esilääkitys, hypotermia ja matala verenpaine laskevat inhalaatioanestesia-aineen MAC-arvoa yksittäisen potilaan kohdalla (Turner ym. 2006, Steffey & Mama 2007).

6.2 Pikkunisäkkäillä käytettävät inhalaatioanestesia-aineet

Vuonna 2004 Heard ennusti, että sevofluraani korvaa jossakin vaiheessa isofluraanin pikkunisäkkäiden ensisijaisena anestesiakaasuna ja näin näyttäisi jo ainakin osittain maailmalla tapahtuneen (Mayer 2007, Bennet 2009). Suomessa isofluraani on kuitenkin edelleen valta-asemassa, vaikka sevofluraanin käyttö lisääntyykin jatkuvasti myös meillä. Isofluraani ja sevofluraani, muistuttavat huomattavasti toisiaan. Tarkkaa vaikutusmekanismia ei tunneta, mutta kummankin tiedetään estävän hermoimpulssien kulkua keskushermoston hermosoluissa (Steffey & Mama 2007). Anestesian induktio ja herääminen ovat nopeita, sillä sekä isofluraani, että sevofluraani liukenevat vain niukasti vereen ja tasapainotila saavutetaan nopeasti (Lichtenberger & Ko 2007). Sevofluraani on huonomman veriliukoisuutensa ansiosta nopeampi, mutta myös teholtaan puolet isofluraania heikompi (Heard 2004). Kaneilla tehdyssä tutkimuksessa sevofluraani-induktio kesti keskimäärin viisi ja puoli minuuttia ja isofluraani-induktio vastaavasti kuusi minuuttia (Flecknell ym. 1999).

Anestesiakaasujen merkittävin haittavaikutus on annosriippuvainen verenkierto- ja hengityselimistön lamaantuminen, jonka voimakkuus näyttää vaihtelevan myös lajien välillä (Heard 2004). Rotilla vuonna 2005 tehdyssä tutkimuksessa todettiin, että hengityslamasta huolimatta isofluraanilla nukutettujen eläinten kudosten hapettavuus oli paras propofoli- ja propofoli-ketamiinianestesiaan verrattuna. Ilmiön uskottiin johtuvan siitä, että inhalaatioanestesiassa potilaan kertahengitystilavuus oli suurin, mikä kompensoi hidasta hengitystaajuutta (Hacker ym. 2005).

Anestesiakaasun pidempiaikainen käyttö ainoana anestesia-aineena ilman esilääkitystä, voi aiheuttaa verisuonten laajenemista ja verenpaineen laskua (Lichtenberger & Ko 2007). Haittoihin voidaan lukea myös anestesiakaasujen epämiellyttävä haju, joka aiheuttaa eläimille stressiä induktiovaiheessa (Fordham 2007). Sevofluraanin uskotaan sopivan neutraalimman hajunsa ansiosta isofluraania paremmin maski-induktioon (Fordham 2007), mutta kaneilla tehdyssä vertailututkimuksessa eläimet vastustivat

maski-induktiota yhtä voimakkaasti anestesiakaasusta riippumatta. 100 %:lla hapella suoritettu esihapetus oli kuitenkin hyvin siedetty (Flecknell ym. 1999).

6.3 Anestesian induktio inhalaatioanestesia-aineilla

Inhalaatioanestesia-aineita voidaan käyttää pikkunisäkkäiden anestesian induktioon, joko yksin tai yhdessä injektioanestesia-aineiden kanssa. Kanilla ja lemmikkijyrsijöillä hengitettävän lääkeaineen annostelu on käytännöllisintä kammion tai tiiviin maskin avulla (Lichtenberger & Ko 2007). Induktiovaihe aiheuttaa lähes poikkeuksetta pikkunisäkkäille kiihtymisreaktion, jonka aikana sekä potilas, että kiinnipitäjä ovat vaarassa vahingoittua (Heard 2004). Suurin riski on kaneilla, joilla on irti pyristellessään taipumus potkia takajaloillaan niin voimakkaasti, että eläimen lanneranka saattaa murtua (Cantwell 2001). Tahattomaan kiihtymiseen liittyvien riskien vuoksi maski-induktiota ei suositella rauhoittamattomalle eläimelle ja esilääkitystä on mahdollisuuksien mukaan muutenkin hyvä käyttää täydentämään inhalaatioanestesiaa (Turner ym. 2006, Flecknell ym. 2007). Kammiota käytettäessä kiinnipitämistä ei tarvita, mikä vähentää stressiä, parantaa potilasturvallisuutta ja mahdollistaa esimerkiksi huonokuntoisten potilaiden induktion yksinomaan anestesiakaasulla (Heard 2004).

Maskien ja induktiokammioiden tulee olla läpinäkyviä, jotta potilasta voidaan tarkkailla. Kammioina voidaan käyttää esimerkiksi erikokoisia muovilaatikoita, joissa on tiiviisti suljettava kansi (Bennett 2009). Pienimmille potilaille ”kammioksi” käy koiralle suunniteltu maski, jonka sisään eläin suljetaan pöydän pintaa vasten (Cantwell 2001). Koska anestesiakaasut ovat ilmaa raskaampia, inhalaatioanestesia-aine johdetaan kammioon lähellä pohjaa olevan aukon kautta ja kaasut pääsevät poistumaan ylhäältä (Flecknell ym. 2007). Induktiossa höyrystin asetetaan aluksi täydelle teholle ja hapen virtaus 2-4 litraan minuutissa – riippuen kammion koosta (Heard 2004). Kun eläin menettää asentoheijasteensa, se siirretään pois kammioista ja käyttöön otetaan potilaan kuono-osan peittävä tiivis maski. Anestesiaa voidaan ylläpitää, joko maskin avulla tai vaihtoehtoisesti asettamalla eläimelle hengitysputki (Flecknell ym. 2007).

6.4 Anestesian ylläpito maskilla

Potilaan pienen koon takia hengityspotken asettaminen pikkunisäkkäälle voi olla vaikeaa tai käytännössä mahdotonta ja inhalaatioanestesiaa ylläpidetään usein anestesia-laitteistoon kiinnitetyn maskin avulla (Bennett 2009). Pienikokoisimmille jyrsijöille on kehitetty hukka-anestesia-aineen huuhtelun mahdollistavia laitteistoja, joissa anestesiamaškiin kulkee oma letkunsu tuore- ja poistokaasulle (Heard 2004).

Kun anestesiaa ylläpidetään maskin avulla, on tärkeää huolehtia siitä, että eläimen pää ja kaula pysyvät ojennettuina ilman kulun tehostamiseksi (Heard 2004). Potilaan kielen vetäminen ulos suusta sekä rinnan päällä makaaminen ehkäisevät hengitysteiden tukkeutumista (Bateman ym. 2005). Suurin osa pikkunisäkkäistä hengittää pääasiassa nenän kautta ja suun alueella toimittaessa riittää, että tiivis maski peittää potilaan sieraimet (Cantwell 2001). Käytännössä kaupalliset maskit ovat kuitenkin vain harvoin pikkunisäkkäille täysin sopivia (Bateman ym. 2005) ja pysyvät paremmin paikallaan, kun eläimen koko kuono-osa on suuta myöten maskin sisällä (Heard 2004).

Pikkunisäkkäiden herkkyys limanerityksen aiheuttamalle hengitysteiden tukkeutumiselle, on merkittävä riski maskilla toteutettavassa inhalaatioanestesiassa (Bateman ym. 2005). Mikäli potilaalla näyttää olevan hengitysvaikeuksia, tarkista ensin ettei itse epähuomiossa vaikeuta hengitystä nojaamalla potilaaseen tai pitämällä instrumentteja potilaan päällä (Cantwell 2001). Siirrä sen jälkeen potilaan päätä ja kaulaa paremmin ojennukseen ja havainnoi korjautuuko hengitystyyppi ja -taajuus. Jos ei, puhdista sieraimet ja nenänielu varovasti pumpulipuikon avulla eritteistä (Bateman ym. 2005). Mikäli tämäkään ei auta, asenna potilaalle mahdollisimman nopeasti hengityspotki tai peru toimenpide ja herätä potilas (Heard 2004).

6.5 Anestesian ylläpito hengityspotken avulla

Hengityspotki parantaa huomattavasti potilasturvallisuutta, pitämällä henkitorven avoimena sekä mahdollistamalla avustetun keuhkotuuletuksen. Lisäksi hapen ja anestesia-aineiden antaminen potilaalle tehostuu (Johnson 2010). Rutiininomaista hengityspotken asentamista eli intubointia suositellaan aina, kun se on mahdollista (Mitchell 2009), mutta etenkin hankalissa ja aikaa vievissä toimenpiteissä (Heard 2004). Pikkunisäkkäiden suuontelon anatomia yhdessä eläimen pienen koon kanssa tekee intuboinnista vaikeaa (Cantwell 2001, Bateman ym. 2005). Oikeaan tekniikkaan

tutustumalla, harjoittelulla sekä asianmukaisella välineistöllä kanin ja joidenkin jyrsijälajien intubointi on kuitenkin mahdollista myös klinikkaolosuhteissa (Johnson 2006). Tekniikoita ja välineistöä on käsitelty tarkemmin lajikohtaisen anestesian kappaleissa.

Potilaan intuboinnin jälkeen hengitysputki liitetään anestesia-laitteistoon hengitysjärjestelmän avulla. Pienestä ruumiinkoosta johtuen pikkunisäkkäillä käytetään takaisinhengityksen estäviä (non-rebreathing) järjestelmiä, joiden hengitystyölle aiheuttama vastus ja mekaaninen kuollut tila eivät ole yhtä suuria kuin takaisinhengityksen sallivissa (rebreathing), kiertävissä järjestelmissä (Fordham 2007, Hartsfield 2007). Suositeltava tuorekaasun virtaus pikkunisäkkäille on noin 200 ml/kg/min. Takaisinhengityspussina voidaan käyttää pieniä, huolellisesti puhdistettuja ilmapalloja, mikä helpottaa leikkausliinoilla peitetyn potilaan hengitysliikkeiden seuraamista ja mahdollistaa avustetun keuhkotuuletuksen (Heard 2004).

7 POTILAAN SEURANTA ANESTESIAN AIKANA

Yleisanestesia aiheuttaa useita muutoksia potilaan elimistön toimintaan. Hengityksen lamaantuminen johtaa hapenpuutteeseen sekä happo-emästasapainon häiriintymiseen, sydämen minuuttitilavuus ja syketaajuus pienenevät, verenpaine laskee, kudosten verenkierto heikkenee ja lämmönsäätelyjärjestelmän normaalitoiminta estyy (Flecknell ym. 2007). Muutoksiin voidaan kuitenkin vaikuttaa ja anestesian aikana suoritettu potilaan elintoimintojen sekä anestesian syvyyden valvonta on keskeinen tekijä potilasturvallisuuden toteutumiseksi (Nevarez 2005).

Toimenpidettä suorittavan eläinlääkärin ei tulisi koskaan olla yksin vastuussa kanin tai jyrsijän anestesian valvonnasta ja ihanteellisessa tilanteessa koulutettu avustaja keskittyy yksinomaan potilaan tilan seuraamiseen sekä anestesian aikaisen tukihoidon antamiseen (Cantwell 2001, Capello 2006). Tämä on erityisen tärkeää pikkunisäkkäillä, koska erilaisia valvonnan apuvälineitä on vain vähän käytössä ja seuranta perustuu pääasiassa valvojan havaintoihin (Capello 2006).

7.1 Anestesian syvyyden arviointi

Anestesian syvyys arvioidaan tasaisin väliajoin induktiovaiheesta alkaen aina potilaan heräämiseen saakka (Nevarez 2005). Vaarallisen syvässä anestesiassa potilas altistuu henkeä uhkaaville verenkierto- ja hengityselimistön toimintahäiriöille, mutta liian pinnallinenkaan anestesia ei ole toivottavaa heräämisriskin takia (Heard 2004). Heräämisen seuraukset riippuvat toimenpiteen laadusta sekä vaiheesta ja ovat parhaassa tapauksessa vähäisiä. Potilaalle aiheutuu kuitenkin lähes aina turhaa stressiä ja kipua, mikä johtaa pahimmassa tapauksessa potilaan menehtymiseen (Lichtenberger & Ko 2007).

Anestesian syveneminen kirurgiselle tasolle johtaa lihasten rentoutumiseen, mikä havaitaan potilaan leukojen ja peräaukonsulkijan löystymisenä (Nevarez 2005). Lisäksi asento-, luomi- ja sarveiskalvoheijaste heikkenevät ja potilaan hengitysfrekvenssi tasoittuu säännölliseksi (Bennett 2009). Jyrsijöillä peräaukonsulkijan löystymisen arviointi on vaikeaa ja sarveiskalvoheijaste usein huono mittari anestesian syvyydelle (Heard 2004). Paremmiin arviointiin sopii korvan, hännän tai raajan nipistämistä seuraava heijaste, jonka tulee puuttua kirurgisessa anestesiassa (Henke ym. 2004, Buitrago ym. 2008). Buitrago ym. totesivat, että hiirillä luotettavin arvio saadaan takajaloista, joista heijaste katoaa vasta etujalkojen jälkeen (2008).

Silmäkuopan keskelle asettunut laaja mustuainen, yhdessä puuttuvan sarveiskalvoheijasteen kanssa, on lajirajat ylittävä merkki anestesian liiallisesta syvyydestä (Bennett 2009). Kaneilla pupillan siirtyminen keskelle havaitaan pelkässä isofluraaniasestesiassa 1,5 MAC ja sarveiskalvoheijaste katoaa yli 2,0 MAC (Heard 2004). Äkillinen sydämen taajalyöntisyys, verenpaineen nousu tai hengityksen kiihtyminen vasteena toimenpiteen aiheuttamaan ärsytykseen, kertoo riittämättömästä anestesian syvyydestä tai kipulääkityksen puutteellisuudesta (Nevarez 2005).

7.2 Sydän- ja verenkiertoelimistön toiminnan seuraaminen

Sydän- ja verenkiertoelimistön toiminnan anestesian aikaisen seurannan tavoitteena on havaita ja ehkäistä henkeä uhkaavat muutokset sydämen lyöntitaajuudessa ja verenpaineessa (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Lyöntitaajuus katsotaan epänormaaliksi, kun se poikkeaa yli 20 % eläimen normaalista leposykkeestä (taulukko 1)

(Heard 2004). Eläimen koon lisäksi sykkeeseen vaikuttavat ruumiinlämpö, aineenvaihdunnan taso, hengitystaajuus ja -tyyppi sekä mahdolliset sairaudet ja kipuärsytys (Heard 2004, Lichtenberger & Ko 2007, Taylor 2007).

Pieneläinten sydän- ja verenkiertoelimistön toiminnan seurantaan tarkoitetut laitteet pystyvät vain harvoin rekisteröimään pikkunisäkkäiden arvoja (Nevarez 2005). Kanilla sydämen sykettä seuraavan laitteen tulee mitata lyöntitaajuuksia aina 350 lyöntiin minuutissa ja hiirellä yli 600 lyöntiin minuutissa (Cantwell 2001). Käytännössä pikkunisäkkäiden sydämen toiminnan seuranta rajoittuu usein stetoskoopin avulla toteutettavaan sykkeen ja rytmin tarkkailuun. Kuuntelussa keskitytään muutosten havaitsemiseen, koska sykkeen tarkka laskeminen ei ole mahdollista (Flecknell ym. 2007).

Stetoskoopin lisäksi verenkiertoelimistön toiminnan arvioimisessa auttavat potilaan limakalvojen värin, kapillaarien täyttymisajan, pulssin laadun sekä ääreisosien lämpötilan seuraaminen (Nevarez 2005, Flecknell ym. 2007, Grint & Murison 2007). Pienimmilläänkin potilailla Doppler-virtausmittarin ultraäänianturin asettaminen pinnallisen suuren suonen tai sydämen päälle, tuottaa kuultavan äänen veren virratessa tai sydämen sykkiessä ja on yksi luotettavimmista tavoista sydämen toiminnan seuraamiseen (Nevarez 2005, Mitchell 2009).

Doppler-menetelmän avulla pikkunisäkkäiltä saadaan mitattua myös verenpaine epäsuorasti raajoista ja hännästä (kanilla myös korvasta) (Cantwell 2001). Mansetin valinnassa tulee olla tarkka, sillä liian suuri mansetti antaa verenpaineelle todelliseen tilanteeseen verrattuna matalia arvoja (Heard 2004). Luotettavien mittaustulosten saamiseksi mansetin leveyden tulisi olla 30 % – 50 % raajan tai hännän ympärysmittasta (Nevarez 2005). Oskillometriset verenpaineenmittausmenetelmät eivät ole tarkkoja pikkunisäkkäillä ja suora valtimoverenpaineen mittaaminen on teknisesti erittäin vaativaa (Heard 2004). Viitearvoja ei juurikaan ole saatavilla, mutta systolisen verenpaineen tulisi olla yli 90 mmHg (Nevarez 2005).

Kansainvälisillä markkinoilla on saatavana erityisesti pienikokoisille potilaille suunniteltuja seurantalaitteita, joiden avulla on mahdollista tarkkailla sydän- ja verenkiertoelimistön toimintaa laajemmin ja seurata esimerkiksi potilaan sydänsähkö-

käyrää (Flecknell ym. 2007, Bennett 2009). Laitteet ovat kuitenkin kalliita eikä niitä liene vielä Suomessa kliinisessä potilaskäytössä

7.3 Hengityselimistön toiminnan seuraaminen

Potilaan hengityksen taajuus määritetään yksinkertaisesti rintaontelon tai takaisinhengityspussin liikkeitä seuraamalla. Anestesian aikana hengitys tavallisesti hidastuu jonkin verran ja taajuuden putoaminen alle 50 %:iin hengityksen normaaliarvosta (taulukko 1) lasketaan merkittäväksi. Muutokset tapahtuvat yleensä pikkuhiljaa ja havainnoinnin helpottamiseksi seurannasta on suositeltavaa pitää kirjaa (Flecknell ym. 2007). Hengitystaajuuden lisäksi tarkkaillaan hengitystyyppiä ja toimenpiteen salliessa voidaan kuunnella myös potilaan hengitystä (Heard 2004). Hengitysmonitori, joka päästää merkkiään potilaan uloshengityksessä, toimii itsestään hengittävän potilaan seurannassa vielä 300 g:n painoisilla potilailla (Cantwell 2001, Nevarez 2005). Laite lisää kuitenkin merkittävästi mekaanista kuollutta tilaa ja hengitysvastetta (Cantwell 2001).

Valtimoveren hemoglobiinin happikyllästeisyyttä eli hemoglobiiniin sitoutuneen hapen prosentuaalista määrää mittaava pulssioksimetri on korvaamaton apuväline arvioitaessa potilaan kudosten hapensaantia (taulukko 5) (Barker & Badal 2008). Perusmallitkin toimivat melko luotettavasti pikkunisäkäskäytössä ja anturi voidaan asettaa potilaan korvaan, kieleen, posken limakalvolle, tassuun tai hännän tyveen (Nevarez 2005).

Orr ym. totesi, että kaneilla tulos on luotettavampi kielestä, kuin korvasta mitattuna (2005). Tämä saattaa johtua korvasuonen litistymisestä anturin leukojen väliin (Grint & Murison 2008), sillä toimiakseen pulssioksimetri vaatii verenvirtauksen riittävän voimakkaan sykkimisen. Samasta syystä laitteen on vaikea saada signaalia pienimmiltä jyrsijöiltä sekä potilailta, joilla on matala verenpaine (Heard 2004). Alfa-2-agonistien verisuonia supistavan vaikutuksen arvellaan osaltaan selittävän pulssioksimetrin toimintahäiriöitä pikkunisäkkäillä (Grint & Murison 2008). Veren happisaturaation lisäksi laite mittaa nimensä mukaisesti myös potilaan pulssitaajuutta, mutta kanilla ja jyrsijöillä perusmallien mittaustarkkuus ei riitä luotettavan tuloksen ilmoittamiseen (Flecknell ym. 2007).

Taulukko 5: Valtimoveren hemoglobiinin happikyllästeisyys kuvaa kudosten hapensaantia (Nevarez 2005).

	Riittävä happipitoisuus	Lievä hapenpuute	Vakava hapenpuute
Hemoglobiiniin happikyllästeisyys	> 95 %	90-95 %	< 90 %

Inhalaatioanestesiassa potilaan hengitysjärjestelmään voidaan liittää hiilidioksidimittari eli kapnometri. Laite mittaa uloshengityskaasun hiilidioksidipitoisuutta, joka korreloi kohtalaisen hyvin valtimoveren hiilidioksidipitoisuuden kanssa ja kertoo keuhkotuuletuksen riittävydestä (Hackett 2002). Laitteet ovat yleisiä laboratorio- ja sairaalaolosuhteissa, mutta klinikoilla harvinaisempia (Nevarez 2005). Pikkunisäkkäillä kapnometrin käyttö on käytännössä vaikeaa, sillä sivuvirtauslaitteiden mittaustilavuudet ovat lähellä potilaan hengityksen minuuttitulavuutta, jolloin uloshengityskaasun hiilidioksidi pääsee laimenemaan huoneilmaan. Suoraan hengityssysteemiin liitettävät laitteet puolestaan kasvattavat mekaanista kuollutta tilaa (Flecknell ym. 2007). Viitearvoja on huonosti saatavilla, joten sairaalaoloissakin seuranta rajoittuu usein muutosten suunnan tarkkailuun (Nevarez 2005).

Pikkunisäkkäiltä voidaan periaatteessa ottaa valtimoverinäyte verikaasututkimusta varten mistä tahansa tunnusteltavissa olevasta valtimosta, mutta käytännössä näytteenottaminen on usein vasta-aiheista tekniikan vaikeuden ja mittaustilteiden vaatiman suuren näytemäärän takia (Heard 2004). Lisäksi verikaasuanalysaattorit ovat Suomessa vielä melko harvinaisia klinikkaolosuhteissa.

7.4 Ruumiinlämmön seuraaminen

Hypotermia aiheuttaa kirurgiseen anestesiaan vaadittavan anestesia-aineen määrän vähenemisen, mikä altistaa potilaan yliannokselle. Lisäksi herääminen pitkittyä, rytmihäiriöriski kasvaa, sydämen syketaajuus laskee ja vakavimmillaan potilas kuolee sydänpysähdykseen (Taylor 2007). Toisaalta esimerkiksi paksuturkkisen chinchillan liiallinen lämmittäminen toimenpiteen aikana, aiheuttaa lisääntyneen anestesia-aineen kulutuksen sekä lämpöhalvausriskin (Johnson 2004).

Pikkunisäkkään lämpötila voi pudota 15–20 minuutin aikana, jopa 10 °C, minkä jälkeen potilasta on erittäin vaikea palauttaa enää normaalilämpöiseksi (Cantwell 2001, Taylor 2007). Kun mittaus muistetaan tehdä riittävän usein, voidaan lämmönseuranta toteuttaa tavallisella pieneläinkäyttöön suunnitellulla digitaalisella mittarilla, jossa on ohut taipuisa anturiosa (Nevarez 2005). Alle 250 g:n painoiset potilaat vaativat kuitenkin erityisvälineistöä (Flecknell ym. 2007). Ihanteellisessa tilanteessa lämpötilaa seurataan jatkuvasti elektronisen mittarin avulla, joka voidaan asettaa eläimen peräsuoleen (Taylor 2007) tai ruokatorveen (potilaan oltava intuboitu) (Nevarez 2005, Sikoski ym. 2007).

8 ANESTESIASTA TOIPUMINEN ELI HERÄÄMINEN

Tasainen heräämisvaihe on merkittävä osa onnistunutta anestesiaa. Yli puolet pieneläinten anestesiakuolemista tapahtuu heräämisvaiheessa ja tehokas seuranta vähintään kolmen tunnin ajan toimenpiteen jälkeen vähentää kuolleisuutta merkittävästi (Brodbeck 2008). Anestesian päättyessä eläimelle tarjotaan puhdasta happea maskin kautta. Kun tajunnan taso palaa ja eläin pyrkii väistämään maskia, siirretään potilas lämpimään, hämärään ja hiljaiseen ympäristöön, jossa heräämistä voidaan valvoa ilman turhaa stressiä (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Markkinoilla on erityisesti pikkunisäkkäille suunniteltuja heräämiskaappeja (Bennett 2009), mutta eläimen oma läpinäkyvä kuljetuslaatikko on usein toimiva ja turvallinen. Lämpöhukan estämiseksi laatikko on hyvä asettaa lämpöalustalle ja kääriä eläin lämpimään pyyhkeeseen (Heard 2004). Paperisilpun tai purun käyttäminen kuivikkeena on vasta-aiheista, eläimen mahdollisen piiloutumisen sekä hengitystietukosriskin takia (Flecknell ym. 2007). Stressin välttämiseksi pikkunisäkkäiden heräämisen ei tule tapahtua kissa- ja koirapotilaiden kanssa samassa tilassa (Fordham 2007).

Käytetyt esilääkkeet, anestesia-aineet, toimenpiteen kesto ja laatu sekä mahdollinen antagonistin käyttö määräävät potilaan toipumisen kulun (Heard 2004). Esimerkiksi rotilla tehdyssä tutkimuksessa herääminen isofluraanianestesiasta tapahtui lähes välittömästi anestesiakaasun annon lopettamisen jälkeen, kun propofoli-infuusiosta toipuminen kesti lähes 20 minuuttia (Hacker ym. 2005). Chinchilloilla atipametsolin annosteleminen nahan alle sai puolestaan aikaan alfa-2-agonisti-ketamiiniyhdistelmän

tasaisen kumoutumisen viiden minuutin aikana ja ehkäisi uudelleen nukahtamisen riskiä (Henke ym. 2004). Ketamiiniyhdistelmien osittaista kumoamista ei kuitenkaan suositella anestesian aikaisessa vaiheessa (Henke ym. 2005), sillä yksin vaikuttaessaan ketamiini aiheuttaa potilaalle kouristuskohtausriskin (Hedenqvist 2002, Flecknell ym. 2007).

Pieneläimillä tavallisimmat syyt heräämisen pitkittymiseen ovat alilämpöisyys, hypoglykemia ja anestesia-aineen yliannostelu, joka voi olla seurausta aineen erittymisnopeuden hidastumisesta. Kaikki edellä mainitut voivat johtaa potilaan menehtymiseen heräämisvaiheen aikana ja tukihoitoa on ehdottomasti jatkettava kunnes potilas on täysin hereillä ja kliinisesti vakaa (Evans & Wilson 2007). Pienentyneestä veritilavuudesta tai hypoglykemiasta kärsivän potilaan lämmittäminen on tehtävä varoen, sillä supistuneiden verisuonien laajeneminen ruumiin ääreisosissa ohjaa verenkiertoa pois elintärkeiltä elimiltä ja aineenvaihdunnan kiihtyminen lisää elimistön energiantarvetta (Heard 2004). Myös riittävästä kipulääkityksestä tulee huolehtia, sillä kipua aiheuttaa potilaalle huomattavaa stressiä (Lichtenberger & Ko 2007).

Heräämisen jälkeen pikkunisäkkään tulisi viettää ensimmäiset 24 tuntia lämpimässä. Kun ympäristön lämpötila pidetään noin 20 °C – 27 °C:ssa, eläimen vähäisestä aktiivisuudesta johtuva lihasten heikko lämmöntuotto tasapainottuu (Bennett 2009). Juomavettä on oltava heti saatavilla, mutta eläin ei saa päästä kastumaan. Toipuvan eläimen juominen voi olla vähentynyttä, joten nestehoito on usein perusteltua uusien toimenpiteiden jälkeen (Flecknell ym. 2007).

Pikkunisäkkäiden korkeasta aineenvaihduntatasosta johtuvan hypoglykemiariskin pienentämiseksi on erittäin tärkeää saada eläin syömään mahdollisimman nopeasti heräämisen jälkeen (Paul-Murphy 2007). Helposti sulavan ruuan lisäksi etenkin kaneille ja marsuille tulee tarjota myös heinää viimeistään 2–3 tunnin kuluttua heräämisestä edistämään ruuansulatuskanavan liikkeitä ja estämään suolen tukkeutumista (Fisher 2005). Toimenpiteiden jälkeinen syömättömyys on pikkunisäkkäillä välitöntä hoitoa vaativa tilanne, jossa avustettu ruokinta suoritetaan tapauksen mukaan, joko ruiskun tai ruokintaletkun (3.5 f – 10 f) avulla (Paul-Murphy 2007).

9 KANIN ANESTESIA

Kani (*Oryctolagus cuniculus*) on Englannissa tehdyn tutkimuksen mukaan koiran ja kissan jälkeen kolmanneksi yleisin eläinlääkäriin rauhoittama tai nukuttama pieneläinpotilas (Brodbelt ym. 2005). Laji on hyvin herkkä veren korkean katekoliamiinipitoisuuden haittavaikutuksille ja stressin välttämiseksi käsittelyyn tulee kiinnittää erityistä huomiota (Paul-Murphy 2007). Pyrkiessään pakenemaan uhkaavasta tilanteesta kani voi vahingoittaa itseään vakavasti. Raportoituihin vaurioihin kuuluvat muun muassa lannerangan ja sääriluiden murtumat sekä kyynärpäiden sijoiltaan meno (Cantwell 2001). Lisäksi stressi voi aiheuttaa tavallisena esiintyvien piilevien hengitystiesairauksien oireiden puhkeamisen (Paul-Murphy 2007).

9.2 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi

Kanin injektiotekniikat ovat samankaltaisia kuin kissalla. Nahan alle injektiot annetaan niskaan tai kylkeen heti lonkan etupuolelle nostamalla iho varovasti teltalle ja työntämällä neula nahan alle. Lihaksensisäisissä injektioissa on turvallisinta käyttää lannerangan alueella heti lantion edessä selkärangan molemmin puolin kulkevia suuria lihaksia. Takajalkojen lihasinjektioissa on riskinä iskiashermon (*n. ischiadicus*) vaurioituminen (Mader 2004) ja etenkin ketamiinin sekä muiden mahdollisesti paikallista kudostuhoa aiheuttavien lääkeaineiden antamista takajalkojen lihaksiin tulee välttää (Orr ym. 2005). Mikäli reisilihasta (*m. quadriceps femoris*) kuitenkin käytetään, injektiot on riskin minimoimiseksi annettava lihaksen etuosaan (Mader 2004).

Vuonna 2005 tehdyssä tutkimuksessa kanien todettiin sietävän paremmin injektioanestesia-aineiden annostelun nahan alle kuin lihakseen. Lääkeaineiden vaikutus oli sama, mutta alkoi muutaman minuutin myöhemmin nahan alaisen injektion jälkeen (Orr ym.). Jo aikaisemmin myös Hedenqvist ym. suosittelivat kanille nahan alaisen reitin käyttämistä sekä teknisen helppouden, että potilasystävällisyyden takia (2002).

Kanilta voidaan ottaa verinäyte korvasuonesta (*v. auricularis*), kaulalaskimosta (*v. jugularis*) ja eturaajan (*v. cephalica*) tai takaraajan (*v. saphena lateralis*) iholaskimoista. Stressin välttämiseksi eläin kannattaa usein rauhoittaa ennen toimenpidettä tai puuduttaa iho paikallisesti näytteenottokohdasta (Vennen & Mitchell 2009). Näyte otetaan 25 G:n tai 27 G:n neulalla ja yhden millilitran ruiskulla. Kanin veri hyytyy erittäin helposti, joten neula ja ruisku kannattaa käsitellä hyytymisenestoaineella

(hepariini) ennen näytteenottoa (Joslin 2009). Mikäli näyte otetaan korvasta, korvasuonen päältä nypitään tai ajellaan ensin varovasti karvaa siten, että suoni saadaan esille. Aluetta hierotaan tai taputellaan sormen päällä suonen laajentamiseksi ja iho puhdistetaan pienellä määrällä alkoholia. Mikäli suoni ei nouse riittävästi esille, voi korvaa lämmittää käden sisällä (Mader 2004). Verta ruiskuun imiessä tulee varoa, ettei alipaine litistä suonta umpeen. Kanin verisuonet ovat hyvin hauraita eikä korvasuonta nykyisin suositella ensisijaiseksi näytteenotto paikaksi verenpurkauma- ja laskimoveritulppariskin takia (Joslin 2009).

Raajojen suonista näyte otetaan kuten kissalta (Mader 2004). Heti kinnernivelen yläpuolelle nousevan takaraajan iholaskimon käyttäminen on usein helpointa ja myös suositeltavin näytteenotto paikka, sillä eturaaja kannattaa säästää mahdolliseen pysyvän verisuoniyhteyden asentamiseen (Paul-Murphy 2007). Kaulasuoni sopii parhaiten suurempien näytemäärien keräämiseen, mutta eläimen kaulapussi sekä ylipaino voivat vaikeuttaa näytteenottoa (Joslin 2009). Toimenpidettä varten kani rauhoitetaan ja asetetaan selälleen pehmusteen päälle siten, että sen pää tulee pöydän reunan yli. Avustaja vetää toisella kädellään kanin etukäpäliä taaksepäin ja painaa toisella kädellä kaulasuonen umpeen siten, että se nousee esiin. Näytteenottaja seisoo pöydän päässä ja taivuttaa eläimen päätä varovasti alaspäin siten, ettei pöydän reuna pääse vahingoittamaan kanin kaulaa, mutta näyte saadaan otettua (Mader 2004). Rauhalliselta eläimeltä näyte on mahdollista ottaa kuten kissalta (Joslin 2009).

Kaikkia edellä mainittuja suonia voidaan käyttää lääkkeiden antoreitteinä, mutta korkeasta laskimotulehdusriskistä johtuen korvasuonet sopivat huonosti pysyvän verisuoniyhteyden (kanylointi) luomiseen (Paul-Murphy 2007). Raajojen suoniin kani kanyloidaan kuten kissa (Mader 2004). Tavallisesti 24 G:n kanyyli on sopivin alle 3 kg painaville ja 23 G:n tätä suuremmille yksilöille (Paul-Murphy 2007). Hätätapauksessa, kun verisuoniyhteyttä ei saada luotua, voidaan kanylointi suorittaa nestehoidon antamiseksi vaihtoehtoisesti luuytimeen (Mader 2004).

Toimenpide suoritetaan steriilisti. Pistokohta valmistellaan kirurgisesti ja iho sekä luukalvo puudutetaan paikallisanestesia-aineella. 20 G:n selkäydin neula tai steriili 18–20 G:n injektioneula työnnetään luun suuntaisesti sääriluun yläetureunan ulkosivusta luuytimeen. (Paul-Murphy 2007). Tarvittaessa ohjaamisen apuna voidaan käyttää

metallista jäykistyslankaa ja valitun neulan tulee olla niin pitkä, että se ylittää vähintään kolmasosaan luuydinontelon pituudesta. Lämpäistyään luukalvon ja kovan luukerroksen neula etenee helposti. Luuydin hyytyy nopeasti ja neula tulee huuhdella suolaliuoksella, johon on lisätty hyytymisenestoainetta (hepariini) heti, kun luuydin tavoitetaan (Hawkins & Graham 2007).

9.3 Esilääkitys ja rauhoittaminen

Rotujen ja yksilöiden välisistä eroista (Avsaroglu ym. 2003) johtuen kanien esilääkitykseen on vaikea luoda valmiita toimintamalleja ja suositukset voivat vaihdella kirjallisuuslähteestä riippuen hyvinkin paljon. Parhaiten esilääkitykseen ja rauhoittamiseen sopivat bentsodiatsepiinit sekä alfa-2-agonistit (Grint & Murison 2008) ja myös opioidien käyttö on lisääntynyt (Lichtenberger & Ko 2007). Tässä tulee kuitenkin huomioida, että kani on herkkä opioidien hengityselimistöä lamaavalle vaikutukselle ja etenkin puhtaita μ -agonisteja käytettäessä potilaan intubointi on suositeltavaa hengityksen avustamisen mahdollistamiseksi (Henke ym. 2005).

Kuten muillakin lajeilla myös kanilla esilääkityksen valinta vaikuttaa merkittävästi anestesia-aineiden kulutukseen ja anestesiasta toipumiseen. Yleisimmin kanin esilääkityksessä käytettäviä midatsolaamia ja medetomidiinia on vertailtu useammassa tutkimuksessa (Grint & Murison 2007 ja 2008). Medetomidiinin on todettu saavan aikaan syvemmän rauhoittumisen ja säästävän siten tehokkaammin ylläpitoon tarvittavan anestesiakaasun määrää (Grint & Murison 2007). Lisäksi atipametsoli kumoaa medetomidiinin vaikutuksen luotettavasti (Grint & Murison 2008). Alfa-2-agonistien voimakkaan sydän- ja verenkiertoelimistövaikutuksen takia etenkin huonokuntoiselle kanille kannattaa kuitenkin valita midatsolaami, jonka haitta-vaikutukset elimistön normaalitoimintaan ovat hyvin vähäisiä (Hernandez-Divers & Lennox 2009).

Mikäli kanin esilääkitykseen liitetään antikolinergi, tulee muistaa, että yli 50 %:lla kaneista on verenkierrössään atropiiniesteraaseja, mikä tekee atropiinin vaikutuksesta vaikeasti ennustettavan ja lyhyen. Atropiinin sijaan kanille kannattaakin valita glykopyrrolaatti, jonka vaikutus kestää yli 50 minuuttia (Heard 2004). Liitteiden 1 ja 2 taulukoihin 6 ja 7 on koottu suuntaa-antavia esilääke-, rauhoitus- ja vastavaikuttaja-

annoksia sekä esimerkkejä kirjallisuuden suosittelusta esilääke- ja rauhoitusyhdistelmistä.

9.3 Intubointi

Kanin suuontelon anatomia (pieni kita, suuri kieli, pitkä kapea nielu, suuret etuhampaat) sekä herkkyys kurkunpään kouristukselle (laryngospasmi) vaikeuttavat hengityspotken rutiinomaista asentamista (Lennox & Capello 2008). Lisäksi laji on herkkä sekä kurkunpään, että henkitorven vaurioille (Phaneuf ym. 2006). Pienellä harjoittelulla ja oikeilla välineillä kani voidaan kuitenkin intuboida onnistuneesti myös klinikkaolosuhteissa (Johnson 2006).

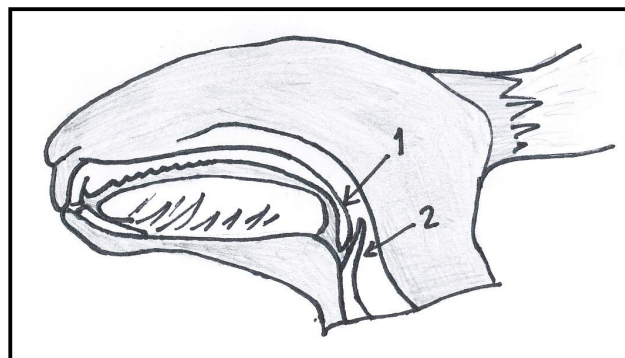
Tekniikasta riippumatta eläin tulee rauhoittaa ennen toimenpidettä ja kanin kaula taivuttaa varovasti taaksepäin yliojennukseen, jotta kurkunpää ja henkitorvi saadaan asettumaan samaan linjaan (Heard 2004). Venyttämistä yli ääriasennon on kuitenkin varottava selkäydinvamman välttämiseksi (Cantwell 2001). Alle 2 kg:lle kanille sopiva putken koko on 1-2 mm ja yli 2 kg:lle vastaavasti 2-3,5 mm (Johnson 2010). Putken tulee olla läpinäkyvä ja kuffiton, jotta mahdolliset tukokset on helppo havaita eikä kuffi pääse aiheuttamaan painevauriota (Lichtenberger & Ko 2007). Vuonna 2006 kaneilla tehdyssä tutkimuksessa todettiin, että henkitorven vauriot ovat kuitenkin tavallisia myös kuffittomia putkia käytettäessä (Phaneuf ym. 2006). Putken pituus mitataan potilaalle sopivaksi, jotta se ylittää kunnolla henkitorveen, mutta ei aiheuta puhkeamisriskiä pääkeuhkoputkien haarautumiskohdassa (Johnson 2006).

9.3.1 Sökkotekniikka

Sökkotekniikassa hengityspotki työnnetään paikalleen näkemättä kurkunpäästä (Lennox & Capello 2008). Kani asetetaan vatsalleen makaamaan ja sen päähän tartutaan toisella kädellä ylhäältä sekä takaa siten, että sormien päät ylittävät alaleuan alle. Oikeakätisen kannattaa seisoa eläimen oikealla puolella ja tukea pää yliojennukseen vasemmalla kädellään (Heard 2004). Hengityspotki asetetaan etuhampaiden ja ensimmäisten välihampaiden väliin jäävään tilaan ja putkea työnnetään varovasti eteenpäin kielen tyven yli kohti kurkunpäästä. Samalla pidetään toista korvaa putken päässä hengityssäänien kuulemiseksi (Lennox & Capello 2008). Eteneminen lopetetaan

kohdassa, jossa hengityssänet ovat voimakkaimmat ja putki höyrystyy kosteasta hengitysilmosta (Lichtenberger & Ko 2007).

Koska kani hengittää pääasiassa nenän kautta, voi kurkunkasi sijaita pehmeän kitalaen takana siten, että suuontelosta ei ole suoraa yhteyttä kurkunpään (kuva 1). Kurkunkannen syrjään siirtämiseksi putkea käännetään 180 astetta ja liikutetaan varovasti edestakaisin kunnes se liukuu henkitorveen. Onnistunutta intubointia seuraa yleensä muutama yskäisy (Heard 2004, Lennox & Capello 2008).



Kuva 1: Kaavakuva kanin suuontelon normaalianatomiasta. Pehmeä kitalaki (1) ja kurkunkansi (2) (mukailtu Lennox & Capello 2008).

Äkillinen hengityssänen vaimeneminen tai pulputtavien äänien kuuluminen kertoo putken olevan ruokatorvessa. Mikäli näin tapahtuu, vedä putkea takaisin päin kunnes kuulet normaalit hengityssänet ja työnnä putki uudelleen varovasti kohti kurkunpäättä (Heard 2004). Älä kuitenkaan yritä intubointia muutamaa kertaa useammin, sillä kani on herkkä nielun vaurioitumiselle ja toistuvat yritykset aiheuttavat turvotusta, mahdollista verenvuotoa sekä hengitysteiden tukkeutumisriskin (Phaneuf ym. 2006). Pieni määrä puuduttavaa liukastegeeliä hengityspotken päässä, vähentää kurkunpään ärsytystä, ehkäisee laryngospasmia ja helpottaa toimenpiteen suorittamista (Heard 2004, Lennox & Capello 2008).

9.3.2 Suora visualisointitekniikka

Suora visualisointitekniikka muistuttaa sokkotekniikkaa, mutta siinä kurkunpään luodaan näköyhteys laryngoskoopin eli kurkunpäättäyhystimen avulla (Heard 2004). Avustaja avaa eläimen suun etuhampaiden taakse pujotetuilla sideharsoilla samaan

tapaan kuin kissan intubaatiossa. Potilaan kieli vedetään varovasti ulos ja pää taivutetaan yliojennukseen (Lichtenberger & Ko 2007). Laryngoskoopissa käytetään suoraa Miller 0 tai 1 terää (Johnson 2006), joka liu'utetaan varovasti kohti kurkunpäättä. Terän kärkiosalla painetaan kielen tyveä alaspäin äänihuulten paljastamiseksi. Mikäli kurkunpäättä ja äänihuulia ei näy, on kurkunkansi pehmeän kitalaen takana (kuva 1). Kurkunkannen vapauttamiseksi pehmeää kitalakea työnnetään kevyesti hengityspotkella taaksepäin (Lennox & Capello 2008). Äänihuulet puudutetaan paikallisesti lidokaiinilla siten, että hengityspotki saadaan työnnettyä niiden välistä henkitorveen (Johnson 2006). Tavallisesti näkyvyys kurkunpäähän menetetään putken täyttäessä suuontelon (Lichtenberger & Ko 2007).

9.3.3 Epäsuora visualisointitekniikka

Kurkunpäähän voidaan luoda näköyhteys myös epäsuorasti endoskoopin avulla. Intubointi on mahdollista suorittaa työntämällä hengityspotki paikalleen tähystimen rinnalla, mutta nykyisin toimivampana pidetään niin sanottua endoskoopin yli tapahtuvaa intubointia (Johnson 2010). Tässä näköyhteys kurkunpäähän säilyy koko toimenpiteen ajan eikä avustajaa välttämättä tarvita (Lichtenberger & Ko 2007). Parhaiten tarkoitukseen sopii jäykkä tai puolijäykkä 1,9–2,7 mm:n endoskooppi (Lennox & Capello 2008). Toimenpidettä varten tähystin työnnetään hengityspotken sisään, kuten jäykistin siten, että sen kärki jää 1-2 mm:ä putken sisäpuolelle. Kanin suuta avataan sen verran, että yhdistelmä saadaan työnnettyä suuonteloon ja kohti kielen tyveä (Lichtenberger & Ko 2007).

Pehmeää kitalakea nostetaan tarvittaessa yhdistelmän kärkiosalla kurkunkannen vapauttamiseksi. Tämän jälkeen vetäydytään noin 1 cm taaksepäin siten, että hengityspotken kärki lepää kurkunkannen päällä ja äänihuulet ovat näkyvissä. Yhdistelmä työnnetään äänihuulien välistä henkitorveen eläimen sisäänhengityksessä ja endoskooppi vedetään varovasti ulos (Johnson 2010). Hyvä näkyvyys mahdollistaa onnistumisen ensimmäisellä kerralla ja vähentää siten merkittävästi komplikaatoriskiä (Phaneuf ym. 2006). Mikäli kosteuden tiivistyminen tai eritteet peittävät endoskoopin linssin, voi laitteen kärkiosalla koskettaa kevyesti suuontelon seinää näkyvyyden parantamiseksi (Johnson 2010).

9.4 Inhalaatioanestesia

Kanin anestesia on mahdollista indusoida pelkällä inhalaatioanestesia-aineella, mutta etenkin maski-induktio aiheuttaa eläimelle huomattavaa stressiä ja esilääkityksen käyttö on suositeltavaa (Flecknell ym. 2007). Esilääkityksestä riippumatta kanilla on taipumus pidättää hengitystään altistuessaan anestesiakaasulle. Jotta kani ei saisi yliannosta anestesia-ainetta vetäessään henkeä pidätysjakson jälkeen, kannattaa höyrystimen asetusta nostaa induktiovaiheessa asteittain 0,5 %:n välein (Fordham 2007, Mayer 2007). Mikäli havaitset kanin pidättävän hengitystään, laske höyrystimen asetusta 0,5-1 % ja pysy matalammalla pitoisuustasolla muutama minuutti ennen asetuksen nostamista takaisin korkeampaan arvoon (Mayer 2007).

Hengityksen tehokkaan avustamisen mahdollistamiseksi sekä hengitystietukoksen ehkäisemiseksi kanin intubointia suositellaan aina, kun se on mahdollista (Johnson 2010). Vaihtoehtoisesti inhalaatioanestesia voidaan toteuttaa tiiviin maskin avulla (Heard 2004) ja myös kurkunpäämaskin käyttöä on tutkittu (Phaneuf ym. 2006). Laite on kohtalaisen helppo asentaa, estää suontelon elinten aiheuttamat tukokset ja mahdollistaa hengityksen avustamisen hätätilanteissa. Kliininen käyttö vaatii kuitenkin vielä lisätutkimuksia, sillä maskin tiiviys ei riitä ohjaamaan kaikkea ilmaa henkitorveen ja potilas altistuu avustetun hengityksen aikana mahalaukun laajentumiselle (Bateman 2005).

Kanit hengittävät inhalaatioanestesiassa usein pinnallisesti ja nopeasti (Heard 2004), mikä johtaa anestesiakaasun tasapainotilan muodostumisen viivästymiseen (Steffey & Mama 2007). Käytännössä tämä tarkoittaa, että etenkin anestesian alkuvaiheessa ylläpitoon saatetaan tarvita melko korkea anestesiakaasupitoisuus (Heard 2004). Anestesia-aineen annosriippuvaista hengitystä lamaavaa vaikutusta saadaan hillittyä käyttämällä esilääkitystä, joka vähentää kirurgiseen anestesiaan vaadittavan lääkeaineen määrää (Turner ym. 2006, Grint & Murison 2007).

9.5 Tasapainotettu anestesia injektioanestesia-aineilla

Mikäli anestesiakaasujen käyttö ei, esimerkiksi klinikan varustetason tai toimenpiteen luonteen takia, ole mahdollista, voidaan kani nukuttaa myös injektioanestesia-aineilla

(Cantwell 2001). Potilaalle tulee pystyä tarjoamaan lisähapetta (Henke ym. 2005) ja lääkeaineet valitaan tapauskohtaisesti potilaan kunnon ja toimenpiteen mukaan (Cantwell 2001). Liitteen 2 taulukkoon 7 on koottu esimerkkejä kirjallisuuden kanille suosittelamista injektioanestesiayhdistelmistä.

Erilaisia ketamiiniyhdistelmiä on tutkittu kanilla paljon ja etenkin medetomidini-ketamiinianestesian vaikutukset tunnetaan hyvin. Yhdistelmällä saadaan aikaan luotettava kirurginen anestesia, jota on tarvittaessa helppo syventää matalalla anestesiakaasupitoisuudella (Orr ym. 2005). Medetomidinin voimakas sydän- ja verenkiertoelimistövaikutus rajoittaa kuitenkin yhdistelmän käyttöä huonokuntoisilla eläimillä (Grint & Murison 2008) ja vaihtoehtona edelliselle toimii midatsolaami-ketamiiniyhdistelmä (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Midatsolaamin haittavaikutukset ovat vähäiset, mutta sillä ei saada aikaan yhtä syvää ja luotettavaa rauhoittumista kuin medetomidinilla ja laajemmat kirurgiset toimenpiteet vaativat ketamiinin lisäksi usein inhalaatioanestesian (Grint & Murison 2008). Molempiin edellä mainittuihin yhdistelmiin on mahdollista liittää opioidi pidentämään anestesian kestoa (Hedenqvist ym. 2002, Bennett 2009).

Ketamiinin käytössä tulee huomioida, että lääkeaine erittyy terveellä kanilla tehokkaasti munuaisten kautta virtsaan ja munuaisvika voi pidentää lääkeaineen vaikutusaikaa merkittävästi (Cantwell 2001). Ketamiiniyhdistelmien vaihtoehdoksi ehdotettu medetomidinin, midatsolaamin ja fentanyylin yhdistelmä (Lichtenberger & Ko 2007) voisi olla käyttökelpoinen myös Suomessa, sillä kaikkien lääkeaineiden vaikutus on mahdollista kumota. Fentanyyli aiheuttaa kanille kuitenkin huomattavaa hengityslamaa ja potilaan rutiininomainen intubointi on suositeltavaa hengityksen avustamisen mahdollistamiseksi (Henke ym. 2005).

Kanin injektioanestesia voidaan toteuttaa myös propofolilla (Mitchell 2009). Annostelussa tulee huomioida, että nopea suonensisäinen injektio voi johtaa verenpaineen laskuun sekä äkilliseen hengityspysähdykseen jo ennen kirurgisen anestesiataason saavuttamista (Baumgartner ym. 2008). Jotta tältä vältyttäisiin, annostellaan lääkeliuos aina hitaasti pieninä annoksia 3–5 minuutin aikana (Lichtenberger & Ko 2007). Huolellinen esihapetus sekä jatkuva happilisa ovat ehdottoman tärkeitä ja potilaan intubointi suositeltavaa (Branson 2007).

Propofolin infuusiokäyttö vaatisi erityislaitteistoa (Lichtenberger & Ko 2007), jota maassamme ei liene vielä kliinisessä käytössä ole ja anestesian ylläpito suoritetaan potilaan vasteen mukaan toistuvina injektioina. Vuonna 2006 tehdyssä tutkimuksessa vertailtiin kanin ylläpitoanestesiaa propofoli-infuusiolla ja sevofluraanilla. Molemmilla aineilla saatiin aikaan tasainen induktio, luotettava anestesia sekä rauhallinen herääminen. Sevofluraanin etuja olivat vähäinen hengitystä lamaava vaikutus sekä nopeus, mutta infuusiona propofolianestesiaa voitiin säädellä lähes yhtä tehokkaasti (Martin-Cancho ym. 2006).

10 ROTAN JA PIKKUJYRSIJÖIDEN ANESTESIA

Rotan ja pikkujyrsijöiden anestesian toteuttaminen on hyvin samankaltaista lajista riippumatta (Cantwell 2001). Merkittävin rajoittava tekijä on potilaan pieni koko, joka estää eläimen rutiinomaisen intuboinnin, verisuoniyhteyden luomisen sekä anestesian tehokkaan seurannan (Hernandez-Divers & Lennox 2009). Krooniset piilevät hengitystiesairaudet ovat tavallinen ongelma ja altistavat potilaat anestesian aikana hengityselimistön toimintahäiriöille (Hawkins & Graham 2007). Korkeatasoinen tukihoito parantaa potilasturvallisuutta, mutta pikkujyrsijöiden kohdalla on huolehdittava, ettei hoitotoimenpiteistä aiheudu liiallista stressiä (Fordham 2007). Hypoglykemian ehkäisemiseksi pikkujyrsijöitä ei paastoteta, mutta hamstereiden poskipussit kannatta tyhjentää ennen anestesian induktiota tai heti sen jälkeen (Capello 2006).

10.2 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi

Potilaiden pieni koko asettaa erityisvaatimuksia lääkeaineiden annolle. Rotalla ja pikkujyrsijöillä lihakseen voidaan injisoida ainoastaan hyvin pieniä määriä (taulukko 8) ärsyttämättömiä aineita ja laskimoyhteyden asentaminen on epäkäytännöllistä (Bihun & Bauck 2004). Nahan alta lääkeaineet puolestaan imeytyvät hitaasti ja epävarmasti (Cantwell 2001). Annostelu on tavallisesti helpointa tehdä vatsaonteloon, mutta tämäkään reitti ei ole ongelmaton. Imeytyminen on vaikeasti ennustettavissa ja

lääkeaine voi joutua helposti vatsontelon sijaan epähuomiossa nahan alle, rasvakudokseen tai sisäelimeen (Bihun & Bauck 2004).

Vatsaonteloinjektiossa eläin pidetään toissa kädessä siten, että se makaa kämmenten päällä vatsa ylöspäin. Potilaan pää kallistetaan alaviistoon, jotta vatsaontelon elimet siirtyvät eteenpäin ja neula työnnetään vatsan vasempaan alaneljännekseen (Flecknell ym. 2007). Injektiokohdasta on kiistely ja myös oikeaa alaneljänneistä sekä keskilinjaa virtsarakon edessä on suositeltu. Ruiskuun voi vetää alipaineen (aspiointi), jotta nähdään onko neula suolessa, mutta tässä tulee huomioida, ettei suolensisältö välttämättä pääse ohuen neulan läpi (Bihun & Bauck 2004).

Taulukko 8: Lääkeaineiden antoreitit suurimmat antotilavuudet (V_{\max}) sekä suositellut injektioneulakoot rotalle ja pikkujyrsijöille (Bihun & Bauck 2004).

Reitti	Gerbiili	Hamsteri	Hiiri	Rotta
Lihaksen sisään	Reisilihas, pakaralihas	Reisilihas, pakaralihas	Reisilihas	Reisilihas, pakaralihas, olkalihas
V_{\max} /puoli (ml)	0,1	0,1	0,03	0,2-0,3
Neulan koko (G)	23-26	23-26	23-26	22-26
Vatsaonteloon	Vatsa- ontelon toinen alaneljännes	Vatsa- ontelon toinen alaneljännes	Vatsa- ontelon toinen alaneljännes	Vatsa- ontelon toinen alaneljännes
V_{\max} /puoli (ml)	2-3	3-4	1-3	10
Neulan koko (G)	22-26	22-26	22-26	22-26
Nahan alle	Niska, selkä	Niska, selkä, vatsa	Niska, selkä, vatsa	Niska, selkä, vatsa
V_{\max} /puoli (ml)	2-3	3-5	2-3	5-10
Neulan koko (G)	21-26	21-26	22-26	21-26

Suurella osalla esilääke- ja anestesia-ainevalmisteista lääkeaineen pitoisuus on pikkunisäkkäille korkea ja jyrsijöille turvallisen lääkeannoksen tilavuus siten erittäin pieni. Potilas tulee aina punnita tarkalla grammaväällä ja lääkitä todellisen painonsa mukaisesti (Fordham 2007). Tarkka annostelu on helpointa toteuttaa insuliinineulan

avulla (Flecknell ym. 2007). Vaihtoehtoisesti lääke voidaan laimentaa sopivaan vahvuuteen esimerkiksi 0,9 %:een suolaliuokseen (Hawkins & Graham 2007).

Rotalle ja pikkujyrsijöille on kuvattu useita erilaisia tekniikoita laskimonsisäiseen injektioon, kanylointiin sekä verinäytteen ottoon (Hawkins & Graham 2007, Joslin 2009). Tekniikat vaativat kuitenkin huomattavaa taitoa ja usein myös anestesiaa, eikä niiden rutiininomaista käyttöä suositella kliinisessä potilastyössä (Bihun & Bauck 2004). Nopean nestehoidon toteuttamiseksi pienimmillekin jyrsijöille on kuitenkin mahdollista asentaa kanyyli luuytimeen (taulukko 3). Toimenpide suoritetaan reisiluun alaosaan tai sääriluuhun, kuten kanilla. Potilaan koosta riippuen käytetään 18-24 G:n selkäydin-neulaa tai tavallista steriloitua injektioneulaa. Kiireettömissä tilanteissa nestehoito on suositeltavinta toteuttaa nahan alle tai vatsaonteloon (taulukko 3).

10.3 Esilääkitys ja rauhoittaminen

Esilääkityksen rutiininomainen käyttäminen rotilla ja pikkujyrsijöillä on sekä kliinisessä potilastyössä, että tutkimusolosuhteissa harvinaisempaa kuin muilla pikkunisäkkäillä (Heard 2004, Flecknell ym. 2007). Pienimpien potilaiden anestesian indusoiminen on käytännöllistä suoraan anestesiakaasulla eikä esilääkitys ole välttämätön kammiota käytettäessä. Lisäksi injisoitavien lääkeaineiden annostelu aiheuttaa potilaalle stressiä (Cantwell 2001). Maski-induktiossa sekä pidemmissä inhalaatioanestesoissa esilääkityksen käyttäminen on kuitenkin suositeltavaa myös näillä lajeilla. Liitteiden 3 ja 4 taulukoihin 9 ja 10 on koottu suuntaa-antavia esilääke-, rauhoitus- ja vasta-vaikuttaja-annoksia sekä yhdistelmiä lajikohtaisesti.

Kuten muillakin lajeilla, myös rotilla ja pikkujyrsijöillä esilääkitys vähentää kirurgiseen anestesiaan vaadittavan anestesia-aineen määrää ja annosriippuvaisia haittavaikutuksia (Penderis & Franklin 2005, Buitrago ym. 2008). Eniten kliinisessä potilastyössä käytetään ksylastiinia ja medetomidiinia (Heard 2004, Flecknell ym. 2007) sekä opioideja (Hernandez-Divers & Lennox 2009, Bennett 2009). Tutkittua tietoa opioidien vaikutuksista sekä annostasoista on tällä hetkellä saatavilla vain rotalle (Penderis & Franklin 2005) ja hiirelle (Buitrago ym. 2008), mutta ryhmän lääkeaineita käytetään myös muille pikkujyrsijöille kliiniseen käyttökokemukseen perustuen (Bennett 2009, Hernandez-Divers & Lennox 2009).

Ksylatsiinin käytön on todettu aiheuttavan rotilla ja hiirillä palautuvaa linssin samentumista sekä yksin, että yhdessä ketamiinin kanssa käytettäessä. Vaikutus on yhdistetty silmien anatomiaan (suuret ja ulkonevat) sekä anestesian aikaiseen sarveiskalvojen kuivumiseen (Heard 2004). Mikäli ksylatsiini kuuluu osana näiden lajien anestesiakokonaisuuteen, tulee potilaan silmät käsitellä kuivumisen estämiseksi riittävän usein kosteuttavalla silmätipalla tai -voiteella (Fordham 2007).

10.3 Intubointi

Kaikille koe-eläiminä tunnetuille jyrsijöille on kuvattu laboratorio-oloissa rutiininomaisesti käytettäviä intubaatiotekniikoita (Lennox & Capello 2008). Kliinisessä työssä hengityspotken asentamisen tulisi kuitenkin olla rutiinitoimenpide vain, kun se on mahdollista tehdä nopeasti ja turvallisesti (Johnson 2010). Potilaiden pienen koon takia vaatimus täyttyy harvoin rotan ja pikkujyrsijöiden kohdalla eikä kirjallisuudessa suositella pienimpien potilaiden intuboimista klinikkaolosuhteissa ilman asianmukaisia apuvälineitä, erityisosaamista ja vankkaa kokemusta (Lennox & Capello 2008).

Kirjallisuudessa kanilla kuvatun sokkotekniikan esitetään sopivan myös rotan intubointiin. Kun hengityspotkenä käytetään 14–16 G:n kanyylia, ei toimenpide vaadi erityisvälineitä ja on periaatteessa toteutettavissa klinikkaolosuhteissa (Heard 2004). Uudemmissa julkaisuissa intuboinnin onnistumistodennäköisyyttä sokkotekniikalla pidetään kuitenkin pienenä ja hengityspotken asentamiseen suositellaan ensisijaisesti endoskooppiohjausta (Lennox & Capello 2008, Johnson 2010). Endoskoopin yli tapahtuva intubointi suoritetaan kuten kanilla 1 mm:n puolijäykällä tähystimellä ja halkaisijaltaan 1,5 mm:n hengityspotkella (Johnson 2010). Tekniikasta riippumatta ohut hengityspotki tukkeutuu helposti taipumisen tai eritteiden seurauksena ja voidaan joutua vaihtamaan kesken toimenpiteen (Johnson 2006).

10.4 Inhalaatioanestesia

Inhalaatioanestesia sopii erinomaisesti rotan ja pikkujyrsijöiden nukuttamiseen käytännöllisyytensä sekä turvallisuutensa takia ja on edelleen paras vaihtoehto pienimpien potilaiden rutiininomaiseen anestesiaan (Mitchell 2009). Induktio on käytännöllisintä tehdä sopivan kammion avulla suoraan inhalaatioanestesia-aineella ja

siirtää potilas nukahtamisen jälkeen maskiylläpidolle (Flecknell ym. 2007). Jyrsijät hengittävät pääasiassa nenän kautta ja suun alueen toimenpiteissä riittää, että tiivis maski peittää potilaan sieraimet (Mayer 2007). Kirurgisen anestesian ylläpitäminen pelkän anestesiakaasun avulla aiheuttaa huomattavaa verenpaineen laskua ja pidemmissä toimenpiteissä myös rotalla ja pikkujyrsijöillä on suositeltavaa käyttää esilääkitystä (Fordham 2007).

10.5 Tasapainotettu injektioanestesia

Voimakkaasta yksilöiden välisestä vaihtelusta johtuen injektioanestesia-aineiden vaikutusten ennustaminen on erityisen hankalaa pienimpien potilaiden kohdalla eikä injektioanestesiaa suositella pidempiin toimenpiteisiin, jotka vaativat korkeita annoksia (Mayer 2007). Liitteen 4 taulukkoon 10 on koottu esimerkkejä kirjallisuuden rotalle ja pikkujyrsijöille suosittelemista injektioanestesiayhdistelmistä.

Kuten muillakin pikkunisäkkäillä, on alfa-2-agonisti yhdessä ketamiinin kanssa perinteisesti eniten käytetty ja luotettavana pidetty yhdistelmä myös rotalla ja pikkujyrsijöillä (Flecknell ym. 2007). Hiirillä vuonna 2008 tehdyssä tutkimuksessa ksylatsiinin (10 mg/kg) yhdistäminen ketamiiniin (100 mg/kg) ei kuitenkaan saanut aikaan kirurgista anestesiaa. Buprenorfiinin lisääminen vähensi rauhoittumiseen vaadittavia ketamiini- ja ksylatsiiniannoksia, mutta ei pidentänyt anestesian kestoa eikä lisännyt sen syvyyttä (Buitrago ym. 2008).

Propofolia käytetään rotilla ja hiirillä anestesian ylläpitoon laboratorio-olosuhteissa. Kliinisessä potilastyössä tämä on kuitenkin epäkäytännöllistä verisuoniyhteyden asentamisen vaikeudesta johtuen (Cantwell 2001). Lisäksi potilas on suositeltavaa intuboida lääkeaineen käyttöön liittyvän äkillisen hengityspysähdysriskin takia (Baumgartner ym. 2008), mikä on vaikea toteuttaa pienillä potilailla (Johnson 2010). Joissakin kirjallisuuslähteissä injektio-anestesian aiheuttaman hengityslaman hoitoon suositellaan doksapraamia, joka tehostaa hengitystä vaikuttamalla keskushermostossa sijaitsevaan säätelykeskukseen. Lääke-aineen käyttö voi kuitenkin aiheuttaa kudosten hapentarpeen kasvamisen, kun eläin kärsii jo valmiiksi hapenpuutteesta, mikä altistaa potilaan palautumattomille hermosto-muutoksille (Flecknell ym. 2007).

11 MARSUN JA CHINCHILLAN ANESTESIA

Marsu (*Cavia porcellus*) ja chinchilla (*Chinchilla lanigera*) lasketaan keskikokoisiin lemmikkijyrsijöihin ja niiden anestesian erityisvaatimukset ovat pitkälti samanlaiset. Lääkeaineiden vaikutuksen ennustaminen on erittäin vaikeaa ja saattaa poiketa muilla pikkunisäkkäillä tunnetusta (Johnson 2004, Flecknell ym. 2007). Lajien suuontelon anatomiasta johtuen hengityspotken asentaminen ei kuulu rutiinomaisiin toimenpiteisiin (Lennox & Capello 2008) ja myös verisuoniyhteyden asentaminen on usein epäkäytännöllistä (Joslin 2009), mikä vaikeuttaa tehokkaan tukihoidon toteuttamista (Heard 2004).

Heräämisvaiheen tarkkailu on erityisen tärkeää, sillä toimenpidettä seuraavat komplikaatiot ovat yleisiä kummallakin lajilla (Cantwell 2001, Henke ym. 2004). Marsuilla ongelmia aiheuttavat tavallisesti krooninen munuaisvika, ruuansulatuskanavan toimintahäiriöt sekä erilaiset aineenvaihdintahäiriöt. Lisäksi stressi ja syömättömyys johtavat helposti anestesian jälkeen ilmenevään ruuansulatuskanavan toiminnan pysähtymiseen tai ketoosiin (Cantwell 2001, Heard 2007b).

Ruuansulatuskanavaongelmat sekä aineenvaihdintahäiriöt ovat tavallisia myös chinchillalla. Lisäksi niillä havaitaan usein kliinisessä tutkimuksessa sydämen sivuääni, jonka merkitystä on vaikea arvioida. Suuri osa muutoksista on sivulöydöksiä, mutta sydänvian mahdollisuutta ei voida täysin pois sulkea, mikä vaikeuttaa turvallisen anestesian suunnittelua (Johnson 2004). Paksun turkkinsa vuoksi chinchillat ovat herkkiä ruumiinlämmön nousulle ja pidempi oleskelu yli 28 °C lämpötilassa heräämisen aikana altistaa eläimen lämpöhalvaukselle (Quesenberry ym. 2004). Oireisiin kuuluvat makaaminen, läähättely, limakalvojen sinisyys ja ilman hoitoa kuolema (Johnson 2004).

11.1 Injektiotekniikat ja laskimokanylointi

Marsulle ja chinchillalle lääkeaineet suositellaan annosteltavan nahan alle tai lihakseen. Myös vatsaonteloa voidaan käyttää, mutta reittiä ei pidetä kovin luotettavana ja lääkeaineiden imeytymisen ennustaminen on vaikeaa (Quesenberry ym. 2004). Etenkin

lihaksensisäisessä annostelussa tulee huomioida, että ärsyttävät lääkeluokset voivat aiheuttaa paikallista kudostuhoa, kuten pienemmillä jyrksijöillä eikä niitä tule käyttää laimentamattomana (Flecknell ym. 2007). Lihasinjektiot on paras antaa lannealueen suuriin lihaksiin kuten kanilla, mutta myös reisilihaksen etuosaa voidaan käyttää. Nahan alle injektiot annetaan tavallisesti niskaan. Etenkin kastroimattomien urosmarsujen niskanahka voi olla niin paksu, että se on vaikea läpäistä 25 G:n tai tätä pienemmällä neulalla (Quesenberry ym. 2004).

Verinäytteen ottaminen keskikokoisilta jyrksijöiltä on vaikeaa, sillä eläinten suonet ovat hyvin pieniä ja hauraita. Tarvittaessa toimenpide on kuitenkin mahdollista suorittaa sekä marsulle, että chinchillalle (Joslin 2009). Edustavin näyte saadaan kaulasuonesta (v. *jugularis*). Näytteenottoa varten potilas rauhoitetaan ja kaulasuonen päältä ajellaan tai nypitään karvat. Eläin asetetaan vatsalleen pöydän reunalle siten, että sen eturuumis tulee reunan yli ja takaruumis lepää pöydällä. Avustaja nostaa eläimen päätä ylöspäin ja vetää etujalkoja samalla alaviistoon. Näytteenottaja paikallistaa suonen ja ottaa näytteen 22–25 G:n neulalla 1–3 millilitran ruiskuun (Quesenberry ym. 2004). Suonen paikallistaminen voi olla vaikeaa etenkin marsuilla, joiden kaula on lyhyt ja paksu eikä näytettä aina saada otettua (Joslin 2009). Kaulasuonen lisäksi näyte voidaan ottaa raajojen iholaskimoista insuliiniruiskun ja 25–27 G:n neulan avulla kuten kanilta (Quesenberry ym. 2004). Verta ruiskuun imiessä on varottava ettei pieni suoni painu alipaineen vaikutuksesta kasaan. Lisäksi tulee huomioida, ettei yhdestä raajasta tavallisesti saada edustavaa näytettä (Joslin 2009).

Lääkeaineita voidaan annostella sekä kaulalaskimoon, että raajojen pinnallisiin iholaskimoihin, mutta suonensisäinen antoreitti ei ole marsuilla ja chinchilloilla rutiininomaisesti käytössä (Quesenberry ym. 2004). Myös pidempiaikaisen laskimoyhteyden asentaminen (kanylointi) on epäkäytännöllistä (Joslin 2009) ja klinikkaolosuhteissa nestehoito suoritetaan tavallisesti nahan alle tai luuytimeen samalla tekniikalla kuin kanilla (taulukko 3) (Johnson 2004, Flecknell ym. 2007). Laboratorio- ja sairaalaolosuhteissa keskikokoiset jyrksijät kanyloidaan 24 G:n perhoskanyyllillä eturaajan iholaskimoon (v. *cephalica*) samalla periaatteella kuin kissa (Joslin 2009).

11.2 Esilääkitys ja rauhoittaminen

Marsulla ja chinchillalla voidaan käyttää suurinta osaa markkinoilla olevista esilääkkeistä ja rauhoitusaineista (Cantwell 2001). Opioidien vaikutuksista ja yhdistämisestä muihin lääkeainesiin on vielä vähän tutkimustietoa saatavilla, mutta konferenssitivistelmien perusteella lääkeryhmän aineiden käyttö on kuitenkin pikkuhiljaa lisääntymässä myös näillä lajeilla (Bennett 2009, Hernandez-Divers & Lennox 2009).

Marsun syljen erityis on luonnostaan erittäin runsasta ja kirjallisuus suosittelee antikolinergin rutiininomaista käyttöä osana esilääkitystä erityksen vähentämiseksi. Erityisen tärkeää tämä on käytettäessä ketamiinyhdistelmiä, sillä ketamiini lisää syljeneritystä (Fordham 2007). Liitteen 5 taulukoihin 11 ja 12 on koottu suuntaa-antavia esilääke-, rauhoitus- ja vastavaikuttaja-annoksia erilaisten kirjallisuuslähteiden perusteella sekä esimerkkejä kirjallisuuden suosittelemista esilääke- ja rauhoitusyhdistelmistä molemmille lajeille.

11.3 Intubointi

Marsun intubointi on erittäin hankalaa, johtuen suuontelon anatomiasta, eritteiden runsaudesta, poskiin varastoituvasta ruokamassasta sekä regurgitaatio-taipumuksesta (Cantwell 2001, Heard 2004). Kuten muillakin pikkunisäkkäillä, myös marsulla on kapea ja pitkä suuontelo sekä suuret hampaat (Quesenberry ym. 2004). Lisäksi suun ja nielun välissä on ahdas pehmeän kitalaen ja kielen tyven yhteensulautumisesta muodostuva, helposti vaurioituva kudokset (ostium palatum), jonka läpi hengitysputki on saatava. Sama rakenne löytyy myös chinchillalta (Johnson 2010).

Molemmilla lajeilla onnistunut intubointi vaatii erityisosaamista sekä -välineistöä eikä siten kuulu klinikkaolosuhteissa rutiinomaisesti suoritettaviin toimenpiteisiin. Kirjallisuuden mukaan keskikokoiset jyräjät voidaan intuboida sokkotekniikalla kuten kani (Heard 2004), mutta nykyisin turvallisimpana pidetään epäsuoraa visualisointitekniikkaa, jossa kurkunpään luodaan näköyhteys endoskoopin avulla (Lennox & Capello 2008). Epäsuora visualisointitekniikka ei ole suositeltava, sillä

laryngoskooppi vaurioittaa helposti kielen tyven pehmeää kudosta ja täyttää pienen suuontelon, mikä heikentää näkyvyyttä (Heard 2004).

Endoskoopin yli tapahtuvassa intuboinnissa vaurioitumisriski on pienempi ja näköyhteys kurkunpään säilyy koko toimenpiteen ajan. Käytännössä toimenpide suoritetaan puolitaipuisalla 1,9 mm:n endoskoopilla, kuten kanilla, mutta endoskoopin ja hengityspotken yhdistelmä ohjataan ensin *ostium palatum* läpi, jonka jälkeen päästään etenemään ääniraosta henkitorveen. Hengityspotkena käytetään 2-2,5 mm:n suoraa kuffitonta kaupallista mallia tai 8 f:n virtsakatetrasta muokattua putkea (Johnson 2010).

11.4 Inhalaatioanestesia

Keskikokoisten jyrsijöiden anestesia voidaan indusoida suoraan anestesiakaasulla, mutta kuten muillakin lajeilla maski-induktiossa potilas tulee rauhoittaa ennen toimenpidettä stressin välttämiseksi (Flecknell ym. 2007). Altistuessaan inhalaatioanestesia-aineelle marsu ja chinchilla voivat pidättää hengitystään kuten kani (Fordham 2007). Hengityspotken asentamisen hankaluudesta johtuen inhalaatioanestesian ylläpitoon suositellaan klinikkaolosuhteissa tavallisesti maskia, vaikka hengitystietukosten riski onkin suurempi kuin intuboidulla potilaalla eikä hengityksen tehokas avustaminen ole mahdollista (Bennett 2009).

Marsulla kirurgisen anestesian ylläpitäminen sevofluraanilla vaatii usein suuria anestesia-aine pitoisuuksia, mikä lisää annosriippuvaisten haittavaikutusten esiintymistä sekä anestesiakuolleisuutta. Potilasturvallisuuden takaamiseksi kirjallisuus suosittelee marsulle ensisijaiseksi inhalaatioanestesia-aineeksi isofluraania, jonka vaikutus on paremmin ennustettavissa (Flecknell ym. 2007).

11.5 Tasapainotettu injektioanestesia

Inhalaatioanestesia on ensisijainen vaihtoehto kaikkien pikkunisäksilajien nukuttamiseen, mutta erityisen merkittävä marsulla ja chinchillalla, joilla tehokkaan ja turvallisen injektioanestesian toteuttaminen on vaikeaa (Buchanan ym. 1998, Johnson 2004). Perinteisesti jyrsijöillä käytetty alfa-2-agonisti-ketamiiniyhdistelmä ei ole yhtä

luotettava kuin muilla pikkunisäkkäillä, tutkimustietoa aiheesta on vähän ja vaihtoehtoisia suosituksia niukasti saatavilla (Flecknell ym. 2007). Liitteen 5 taulukkoon 12 on koottu joitakin esimerkkejä kirjallisuuden marsulle ja chinchillalle suosittelamista injektioanestesiayhdistelmistä.

Chinchillalle on julkaistu vuonna 2004 kliininen vertailututkimus, jossa arvioidaan lihaksensisäisesti annosteltavia injektioanestesiayhdistelmiä. Tutkimuksen perusteella midatsolaami-medetomidiini-fentanyyliyhdistelmä on toimiva vaihtoehto turvalliseen ja tehokkaaseen kirurgiseen anestesiaan. Toisin kuin kanilla, yhdistelmä ei aiheuta potilaalle huomattavaa hengityslamaa ja sen verenkiertoelimistövaikutus on vähäisempi kuin alfa-2-agonisti-ketamiiniyhdistelmällä. Lisäksi lääkeaineiden vaikutus on kumottavissa. Tutkimuksessa eläimet alkoivat liikkua ja syödä pian toimenpiteen jälkeen, mikä vähensi hypotermian sekä hypoglykemian riskiä. Myös ksylatsiinin tai medetomidiinin yhdistäminen ketamiiniin todettiin käyttökelpoiseksi, mutta haittavaikutukset olivat voimakkaampia ja toipumisaika pidempi (Henke ym. 2004).

Kirjallisuudessa ksylatsiini-ketamiini sekä medetomidiini-ketamiini yhdistelmää pidetään sopivina marsun kirurgiseen injektioanestesiaan (Cantwell 2001, Flecknell ym. 2007). Ketamiinin ja tiletamiini-tsolatsepaamin yhdistämistä alfa-2-agonisteihin selvittäneessä tutkimuksessa ketamiiniyhdistelmillä ei kuitenkaan saatu aikaan kirurgista anestesiaa, vaikka ketamiinin annosta nostettiin 40 mg/kg:sta 60 mg/kg:aan (Buchanan ym. 1998). Pinnallisen anestesian syyksi epäiltiin puutteellista kivun lievittymistä ja nykyisin myös marsulle suositellaan opioidin lisäämistä osaksi yhdistelmäänestesiaa (Hernandez-Divers & Lennox 2009).

12 POHDINTA

Kani ja jyräjät ovat ihmiselle lemmikkejä, mutta myös merkittävin koe-eläinryhmä ja suurin osa pikkunisäkkäiden anestesiaa koskevista julkaisuista käsittelee aihetta tieteellisen tutkimuksen lähtökohdista. Laboratorioeläinten anestesian tavoitteet voivat erota hyvin paljon kliinisen anestesian tavoitteista eikä kaikki tutkimustieto siten ole käyttökelpoista potilastyössä. Esimerkkinä voidaan pitää pikkunisäkkäiden injektioanestesiaohjeita, jotka on alun perin kehitetty toimenpiteisiin, joista eläimen ei

ole tarkoitus toipua (Heard 2004). Mikäli tutkimusasettelua sekä asiayhteyttä ei tunne kunnolla, kannattaa julkaistuihin lääkeaineannoksiin suhtautua varovaisuudella. Sama pätee teoksiin, jotka kokoavat tutkimuksissa käytettyjä annoksia yhteen ilman, että niiden kliinistä turvallisuutta tai vaikutuksia on arvioitu kriittisesti.

Pikkunisäkkäitä käytetään usein farmakologisina malleina lääkeainetutkimuksissa ja saatavilla on runsaasti julkaisuja, jotka kuvaavat lääkeaineiden vaikutuksia lajikohtaisesti. Annostasoja vertailevia tutkimuksia ei kuitenkaan juurikaan ole tehty. Koska tutkittua tietoa kliinisen potilastyön annossuosituksista on vain rajallisesti saatavilla, on tutkielmassa käytetty annoslähteinä myös oppikirjoja ja konferenssitivistelmiä, joissa suositukset perustuvat osittain kirjoittajan kliiniseen käyttökokemukseen.

Tutkimustulosten soveltamisessa käytäntöön on tärkeä huomioida, että laboratorioeläimet ovat lähes poikkeuksetta nuoria ja terveitä, mutta eläinlääkärin vastaanotolla anestesiaa vaativat myös sairaat, huonokuntoiset sekä vanhat eläimet. Lisäksi esimerkiksi sukupuolten väliset erot voivat olla huomattavia. Rotilla inhalaatio- ja infuusioanestesian vaikutuksia vertaileessa tutkimuksessa puolet käytetyistä eläimistä oli naaraita ja puolet uroksia (Hacker ym. 2005). Tällaiset tutkimusasettelut ovat kuitenkin harvinaisia, koska yksilöiden välinen vaihtelu pyritään tavallisesti minimoimaan luotettavien tulosten saamiseksi.

Iäkkäiden pikkunisäkäspotilaiden anestesiaa pidetään erityisen vaativana. Vuonna 2005 kliinisesti terveillä 22 kk:n ikäisillä rotilla tehdyssä tutkimuksessa todettiin kuitenkin, ettei inhalaatioanestesia-aineilla toteutettu yleisanestesia vähentänyt merkittävästi eläinten elinikäennustetta (Culley ym.). Tämä viittaa siihen, että anestesiaan liittyvät ongelmat johtuvat vanhoillakin eläimillä pääasiassa sairaudesta – eivät yksin korkeasta iästä. Vastaavia tutkimuksia erilaisilla erityisryhmillä, kuten pennuilla tai tiineillä naarailta, tarvittaisiin huomattavasti lisää.

Koska pikkunisäkkäillä tehdään vain vähän kliinisen anestesian turvalliseen toteuttamiseen liittyvää tutkimusta, ovat peruskäytännöt pysyneet melko muuttumattomina ja esimerkiksi opioidien käytön vakiintuminen kestänyt pitkään.

Sevofluraani on kuitenkin erinomainen esimerkki uudistuksesta, joka on lyönyt itsensä melko nopeasti läpi myös pikkunisäkäskäytössä (Mayer 2007, Bennett 2009) ja on toivottavaa, että pieneläinanesesian kehittyminen näkyy jatkossakin yhtä selvästi kanin ja jyrsijöiden hoitokäytännöissä.

Yksi mahdollisista uusista edistysaskelista kanin ja jyrsijöiden injektioanestesiaan on Suomessa koiralle ja kissalle erityisluvallinen alfaksaloni (Evira). Lääkeaine on tarkoitettu käytettäväksi anestesian induktioon ja ylläpitoon kuten propofoli, mutta se voidaan annostella verisuonen lisäksi lihakseen, mikä helpottaa pikkunisäkäskäyttöä huomattavasti (Vetoquinol). Alfaksalonin käytöstä löytyy julkaisu villeille kaneille (Marsh ym. 2009) ja Englannissa lääkeaine on jo virallisesti kanille hyväksytty (Vetoquinol). Muille pikkunisäkläjeille ei klinisiä tutkimusartikkeleita ole vielä julkaistu, mutta alfaksalonin annostaulukko on kuitenkin mahdollista tilata osoitteesta www.alfaxan.co.uk (Vetoquinol).

Pikkunisäkkäiden anestesian turvallinen ja tehokas toteuttaminen vaatii laajaa osaamista esivalmistelussa, tukihoidossa, lääkeainetuntemuksessa, anestesian seurannassa sekä heräämisvaiheen erityisvaatimuksissa. Kaikkea tätä ei opi hallitsemaan hetkessä eikä tiedon kokoaminen kattavasti yksiin kansiin ole helppoa. Käsitys siitä, että kanin ja jyrsijöiden nukuttamista pitää välttää, on kuitenkin vanhentunut. Nykyään myös näille lajeille on mahdollista tarjota korkeatasoinen anestesiakokonaisuus, mikä mahdollistaa samalla edistyneemmän diagnostiikan käytön sekä vaativampien toimenpiteiden suorittamisen.

KIRJALLISUUSLUETTELO:

Asetus lääkkeiden käytöstä ja luovutuksesta eläinlääkinnässä 6/EEO/2008 muutoksineen.

<<http://wwwb.mmm.fi/el/laki/b/default.html>>, haettu 16.4.2010.

Atkins D, de Paula J. Physical transformations of pure substances. Teoksessa: Atkins D, de Paula J. Physical Chemistry. 7. p. Oxford University Press, Oxford 2002: 135-159.

Avsaroglu H, van Zutphen LFM, van Lith HA, Versluis A, Hellebreckers LJ, Haberham ZL. Strain differences in response to propofol, ketamine and medetomidine in rabbits. Vet Rec 2003, 152: 300.

Barker SJ, Badal JJ. The measurement of dyshemoglobins and total hemoglobin by pulse oximetry. Curr Opin Anaesthesiol 2008, 21:805-10.

Bateman L, Ludders JW, Gleed RD, Erb HN. Comparison between facemask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anesthesia. Vet Anaesth Analg. 2005, 32:280-8.

Baumgartner C, Bollerhey M, Henke J, Wagner S, Ungerer M, Erhard W. Effects of propofol on ultrasonic indicators of haemodynamic function in rabbits. Vet Anaesth Analg 2008 35: 100-112.

Bennett RA. Small Mammal Anesthesia – Rabbits and Rodents. Proceedings of the Western Veterinary Conference, United States of America 2009.

Bihun C, Bauck L. Small Rodents: Basic anatomy, physiology and clinical techniques. Teoksessa: Quesenberry KE (toim.), Carpenter JW (toim.). Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery. 2. p. Saunders, St. Luis 2004: 286-298.

Branson KR. Injectable and alternative anesthetic techniques. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). Veterinary Anesthesia & Analgesia. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 273-300.

Brodbelt DC, Blissitt KJ, Hammond RA, Neath PJ, Young LE, Pfeiffer DU ym. The risk of death: the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities. Vet Anaesth Analg 2008, 35:365–373.

Brooks DL. Rabbit: Nutrition and gastrointestinal physiology. Teoksessa: Quesenberry KE (toim.), Carpenter JW (toim.). Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery. 2. p. Saunders, St. Luis 2004: 155-160.

Buitrago S, Martin TE, Tetens-Woodring J, Belicha-Villanueva A, Wilding GE. Safety and efficacy of various combinations of injectable anesthetics in BALB/c mice. *J Am Assoc Lab Ani Sci* 2008, 47: 11-17.

Candiotti K, Sharma S, Shankar R. Obesity, obstructive sleep apnoea, and diabetes mellitus: anaesthetic implications. *Br J Anaesth* 2009, 103: 23-30.

Cantwell SL. Ferret, Rabbit and Rodent Anesthesia. *Vet Clin North Am Exot Anim Pract* 2001, 4: 169-191.

Capello V. Anesthetic Monitoring in Small Mammals. Proceedings of British Small Animal Veterinary Congress, England 2006.

Carpenter JW. Exotic animal formulary. 3.p. Saunders, St. Luis 2005: 386-389.

Culley DJ, Loguinov A, Yukhananov R, Crosby G. General Anesthesia Does Not Reduce Life Expectancy in Aged Rats. *Anesth Analg* 2005, 102: 956-959.

de Segura IA, de la Vbora JB, Criado A. Determination of the minimum alveolar concentration for halothane, isoflurane and sevoflurane in the gerbil. *Lab Anim* 2009, 43(3):239-42.

Evans AT, Wilson DV. Anesthetic emergencies and procedures. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 1033-1048.

Eviran lääkeluettelot: Pieneläimille hyväksytyt lääkevalmisteet.

<http://www.evira.fi/portal/fi/elaimet_ja_terveys/1____kitseminen/laakeluettelot/>, haettu 15.4.2010.

Fisher PG. Exotic Mammal Anesthesia, Analgesia & Perioperative Care. Proceedings of the Western Veterinary Conference, United States of America, 2005.

Flecknell PA, Richardson CA, Popovic A. Laboratory Animals. Teoksessa: Thurmon JC

(toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 765-784.

Flecknell PA, Roughan JV, Hedenqvist P. Induction of anaesthesia with sevoflurane and isoflurane in the rabbit. *Lab Anim* 1999, 33:41-46.

Fordham M. *Analgesia & Anesthesia for Small Mammals*. Proceedings of the International Veterinary Emergency and Critical care symposium, New Orleans, United States of America 2007.

Grint NJ, Murison PJ. A comparison of ketamine-midazolam and ketamine-medetomidine combinations for induction of anaesthesia in rabbits. *Vet Anaesth Analg* 2008 35: 113-121.

Grint NJ, Murison PJ. Peri-operative body temperatures in isoflurane-anaesthetized rabbits following ketamine-midazolam or ketamine-medetomidine. *Vet Anaesth Analg* 2007, 34:181-189.

Grint NJ, Murison PJ. Peri-operative body temperatures in isoflurane-anaesthetized rabbits following ketamine-midazolam or ketamine-medetomidine. *Vet Anesth Analg* 2007, 34: 181-189.

Hacker SO, White CE, Black IH. A comparison of target-controlled infusion versus volatile inhalant anesthesia for heart rate, respiratory rate, and recovery time in a rat model. *Contemp Top Lab Anim Sci* 2005, 44:7-12.

Hackett TB. Pulse oximetry and end tidal carbon dioxide monitoring. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2002, 32:1021-1029.

Harcourt-Brown F. *Textbook of Rabbit Medicine*. 1.p. Butterworth & Heinemann 2002: 121-139.

Hartsfield SM. *Anesthetic machines and breathing systems*. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 453-494.

Hawkins MG, Graham JE. *Emergency and Critical Care of Rodents*. *Vet Clin North Am Exot Anim* 2007, 10: 501-531.

Heard DJ. Anesthesia, Analgesia and Sedation of Small Mammals. Teoksessa: Quesenberry KE (toim.), Carpenter JW (toim.). *Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery*. 2. p. Saunders, St. Luis 2004: 356-369.

Heard DJ. Lagomorphs (Rabbits, Hares and Pikas). Teoksessa: West G (toim.), Heard DJ (toim.), Caulkett N (toim.). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 1. p. Blackwell Publishing, Ames 2007a: 647-653.

Heard DJ. Rodents. Teoksessa: West G (toim.), Heard DJ (toim.), Caulkett N (toim.). *Zoo Animal and Wildlife Immobilization and Anesthesia*. 1. p. Blackwell Publishing, Ames 2007b: 655-663.

Hedenqvist P, Orr HE, Roughan JV, Antunes LM. Anaesthesia with ketamine/medetomidine in the rabbit: influence of route of administration and the effect of combination with butorphanol. *Vet Anesth Analg* 2002, 29:14-19.

Henke J, Astner S, Brill T, Eissner B, Busch R, Erhardt W. Comparative study of three intramuscular anaesthetic combinations (medetomidine/ketamine, medetomidine/fentanyl/midazolam and xylazine/ketamine) in rabbits. *Vet Anaesth Analg* 2005, 32:261-70.

Henke J, Baumgartner C, Röltgen I, Eberspächer E, Erhardt W. Anaesthesia with midazolam/medetomidine/fentanyl in chinchillas (*Chinchilla lanigera*) compared to anaesthesia with xylazine/ketamine and medetomidine/ketamine. *J Vet Med A Physiol Pathol Clin Med* 2004, 51:259-64.

Hernandez-Divers SJ, Lennox AM. Sedation and Anesthesia in Exotic Companion Mammals. *Proceedings of the Association of Avian Veterinarians*, 2009.
J Psychoactive Drugs 2000, 32:419-33.

Jansen KL. A review of the nonmedical use of ketamine: use, users and consequences. *J Psychoactive Drugs* 2000, 32:419-33.

Johnson DH. *Chinchilla Medicine and Surgery*. *Proceedings of the Western Veterinary Conference, Las Vegas, United States of America* 2004.

Johnson DH. Endoscopic Intubation of Exotic Companion Mammals. *Vet Clin North Am Exot Anim* 2010, 13: 273-289.

Johnson DH. Intubation of Small Exotic Mammals. Proceedings of the Western Veterinary Conference, Las Vegas, United States of America 2006.

Joslin JO. Blood Collection Techniques in Exotic Small Mammals. *J Exot Pet Med* 2009, 18: 117-139.

Lamont LA, Mathews KA. Opioids, nonsteroidal anti-inflammatories and analgesic adjuvants. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 241-272.

Lemke KA. Anticholinergics and sedatives. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 203-240.

Lennox AM, Capello V. Tracheal Intubation in Exotic Companion Mammals. *J Exot Pet Med* 2008, 17: 221-227.

Lichtenberger M, Ko J. Anesthesia and Analgesia for Small Mammals and Birds. *Vet Clin North Am Exotic Anim Pract* 2007, 10: 293-315.

Lin CH. Dissociative anesthetics. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. Ed. Blackwell Publishing, Ames 2007: 301-354.

Mader DR. Rabbit: Basic Approach to Veterinary Care. Teoksessa: Quesenberry KE (toim.), Carpenter JW (toim.). *Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery*. 2. p. Saunders, St. Luis 2004: 136-146.

Marsh MK, McLeod SR, Hansen A, Maloney SK. Induction of anaesthesia in wild rabbits using a new alfaxalone formulation. *Vet Rec*. 2009 Jan 24;164(4):122-3.

Martin-Cancho MF, Lima JR, Luis L, Crisóstomo V, Carrasco-Jiménez MS, Usón-Gargallo J. Relationship of bispectral index values, haemodynamic changes and recovery times during

sevoflurane or propofol anaesthesia in rabbits. *Lab Anim* 2006, 40:28-42.

Mayer J. Analgesia & Anesthesia in Rabbits & Rodents. Proceedings of the Western Veterinary Conference, Las Vegas, United States of America, 2007.

McDonnell WN, Kerr CL. Respiratory system. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. p. Blackwell Publishing, Ames 2007: 117-152.

Mitchell MA. Anesthetic considerations for exotic small mammals. Proceedings of the Western Veterinary Conference, Las Vegas, United States of America 2009.

Morrisey JK, Carpenter JW. Formulary. Teoksessa: Quesenberry KE (toim.), Carpenter JW (toim.). *Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery*. 2. Ed. Saunders, St. Luis 2004: 286-298.

Nevarez JG. Monitoring during anesthesia of avian and exotic pets. *Semin Avian Exotic Pet Med* 2005, 14:277-283.

Olson ME, Vizzutti D, Morck DW, Cox AK. The parasympatholytic effects of atropine sulfate and glycopyrrolate in rats and rabbits. *Can J Vet Res* 1994:254-8.

Orr HE, Roughan JV, Flecknell PA. Assessment of ketamine and medetomidine anaesthesia in the domestic rabbit. *Vet Anaesth Analg* 2005, 32: 271-279.

Paul-Murphy J. Critical care of the rabbit. *Vet Clin North Am Exot Anim* 2007, 10: 437-461.

Penderis J, Franklin RJ. Effects of pre- versus post-anaesthetic buprenorphine on propofol-anaesthetized rats. *Vet Anaesth Analg* 2005, 32:256-60.

Phaneuf LR, Barker S, Groleau MA, Turner PV. Tracheal injury after endotracheal intubation and anesthesia in rabbits. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 2006, 45:67-72.

Quesenberry KE, Donnelly DM, Hillyer EV. Guinea pigs, chinchillas and prairie dogs: Biology, husbandry and clinical techniques of guinea pig and chinchilla. Teoksessa:

Quesenberry KE. (toim.), Carpenter JW. *Ferrets (toim.)*. *Ferrets, Rabbits and Rodents, Clinical medicine and surgery*. 2. p. Saunder, St. Luis 2004: 232-244.

Shirasaka T, Qiu D, Kannan H, Takasaki M. The effects of centrally administered dexmedetomidine on cardiovascular and sympathetic function in conscious rats. *Anesth Analg* 2007, 105: 1722-1728.

Sikoski P, Young RW, Lockard M. Comparison of heating devices for maintaining body temperature in anesthetized laboratory rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *J Am Assoc Lab Ani Sci* 2007, 46: 61-63.

Steffey EP, Mama KR. Inhalation anesthetics. Teoksessa: Thurmon JC (toim.), Tranquilli WJ (toim.), Benson GJ (toim.). *Veterinary Anesthesia & Analgesia*. 4. Ed. Blackwell Publishing, Ames 2007: 355-394.

Taylor DK. Study of two devices used to maintain normothermia in rats and mice during general anesthesia. *J Am Assoc Lab Ani Sci* 2007, 46: 37-41.

Turner PV, Kerr CL, Healy AJ, Taylor WM. Effect of meloxicam and butorfanol on minimum alveolar concentration of isoflurane in rabbits. *Am J Vet Res* 2006, 67: 770-774.

Valverde A, Hernandez J, Davies W. Validation of the MAC technique in dogs and rabbits. *Vet Anaesth Analg* 2003, 30: 106-107.

Vennen KM, Mitchell M. Rabbits. Teoksessa: Mitchell M (toim.), Tully TN (toim.), *Manual of Exotic Pet Practice*. 1. p. Saunders, St. Luis 2009: 375-404.

Vetoquinol: <<http://www.alfaxan.co.uk/Learnmore/AlfaxanFAQ.html>>, haettu 15.4.2010.

Vivien B, Langeron O, Coriat P, Riou B. Minimum alveolar anesthetic concentration of volatile anesthetics in normal and cardiomyopathic hamsters. *Anesth Analg* 1999, 88:489-93.

LIITE 1: ESILÄÄKKEIDEN SUOSITUSANNOKSIA KANILLE

Taulukko 7: Esilääkkeiden, rauhoitusaineiden ja niiden vastavaikuttajien suositusannoksia (mg/kg) kanille. Antoreitit: lihaksensisäinen (IM), nahan alainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

Lääkeaine	Annos	Antoreitti	Huomioitavaa	Kirjallisuuslähde
Ksylatsiini	1-5	IM, IV	Lyhyt rauhoitus	Heard 2007a
Medetomidiini	0,1-0,5	IM, SC, IV	Syvä rauhoitus	Harcourt-Brown 2002
Butorfanoli	0,1-0,5	IM, SC	Vaikutusaika 2-4 h	Heard 2007a
Buprenorfiini	0,01-0,05	IM, SC, IV	Vaikutusaika 6-8 h	Heard 2007a
Diatsepaami	1-5 0,5-5	(IM), IV SC, IV	Kevyt rauhoitus	Heard 2007a Cantwell 2001
Midatsolaami	1-2 0,5-2	IM, SC, IV IM, IV	Kevyt rauhoitus	Heard 2007a Harcourt-Brown 2002
Atropiini	0,8-1 0,05	IM, SC, IV IM	Kanilla lähinnä ensiapulääke	Heard 2007a Harcourt-Brown 2002
Glykopyrrolaatti	0,01-0,02 0,01-0,1	IM, SC, IV IM, SC, IV	Vaikutusaika 50 min	Heard 2007a Harcourt-Brown 2002
Atipametsoli	0,5	IM, SC	Alfa-2-antagonisti	Grint & Murison 2007
Naloksoni	0,01-0,1	IM, IV, IP	Opioidiantagonisti	Harcourt-Brown 2002

LIITE 2: YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA KANILLE

Taulukko 8: Yhdistelmäanestesiavaihtoehtoja kanille (mg/ml). Antoreitit:
lihaksensisäinen (IM), nahan alainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

Lääkeaineyhdistelmä	Annos	Antoreitti	Huomioitavaa	Kirjallisuuslähteet
Ksylatsiini (X) + Ketamiini (K)	X 5 + K 35	IM	Kirurginen anestesia 20–30 min	Flecknell ym. 2007 Harcourt-Brown 2007
Ksylatsiini (X) + Ketamiini (K) + Butorfanoli (B)	X 5 + K 35 + B 0,2	IM	Butorfanoli ei pidennä anestesian kestoja	Cantwell 2001
Medetomidiini (M) + Ketamiini (K)	M 0,25–0,5 K 15	SC, IM	Kirurginen anestesia 20–40 min, syventäminen tarvittaessa inhalaatiolla	Flecknell ym. 2007 Grint & Murison 2007 Orr ym. 2005
Medetomidiini (M)+ Butorfanoli (B)+ Ketamiini (K)	M 0,2 + B 0,05 + K 10	SC, IM	Kirurginen anestesia	Harcourt-Brown 2007
Midatsolaami (M) + Ketamiini (K)	M 3 + K 15	IM, IV	Kirurginen syvyys vaatii lisäksi inhalaatioanestesiaa	Grint & Murison 2007
Midatsolaami (M) + Butorfanoli (B)+ Ketamiini (K)	M 0,5-1 + B 0,1-0,5 + K 15–30	IM, SC IM, SC IM	Kirurginen anestesia 20–40 min, syventäminen tarvittaessa inhalaatiolla	Hernandez-Divers 2009
Midatsolaami (M)+ Buprenorfiini (B)+ Ketamiini (K)	M 0,5-1 + B 0,01-0,05 + K 15–30	IM, SC IM, SC, IM	Kirurginen anestesia 20–40 min, syventäminen tarvittaessa inhalaatiolla	Hernandez-Divers 2009 Cantwell 2001
Medetomidiini (M)+ Midatsolaami (Mi)+ Fentanyyli (F)	M 0,2 + Mi 1 + F 0,02	IM IM IM	Kirurginen anestesia, voimakas hengityslama	Henke ym. 2005
Diatsepaami (D)+ Ketamiini (K)	D 0,5-5 + K 10–40	IV	Ei kirurgista anestesiaa, syvä rauhoitus	Heard 2007a Cantwell 2001
Propofoli	3-10	IV	Kirurginen anestesia	Flecknell ym. 2007

LIITE 3: ESILÄÄKKEIDEN SUOSITUSANNOKSIA ROTALLE JA PIKKUJYRSIJÖILLE

Taulukko 9: Esilääkkeiden ja rauhoitusaineiden suositusannoksia (mg/kg) rotalle ja pikkujyrsijöille. Antoreitit lihaksensisäinen (IM), nahanalainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

Lääkeaine	Rotta	Hiiri	Gerbiili	Hamsteri	Vaikutus	Kirjallisuuslähde
Ksylatsiini	10–15 IP	10–15 IP	5-10 IP	5-10 IP	Kevyt rauhoitus	Heard 2007b
Medetomidiini	0,03–0,1 SC	0,03–0,1 SC	0,1–0,2 SC	0,1 SC	Kohtalainen rauhoitus	Carpenter 2005
Butorfanoli	2 IM, SC q 2-4 h	1-5 SC q 4 h	1-5 SC q 4 h	1-5 SC q 4 h	Kipulääke	Heard 2007b
Buprenorfiini	0,01-0,05 IM, SC q 8-12 h	0,05-0,1 SC q 6-12 h	0,05-0,1 SC q 6-12 h	0,05-0,1 SC q 6-12 h	Kipulääke	Heard 2007b
Diatsepaami	3-5, IP IO	3-5 IM, IP, PO	3-5 IP, PO	3-5 IM, IP, PO	Kevyt rauhoitus	Heard 2007b
Midatsolaami	1-2 IP	1-2 IM, IP	1-2 IM, IP	1-2 IM, IP	Kevyt rauhoitus	Heard 2007b
Atropiini	0,05 SC, IM q 30 min	0,05 SC, IM	0,05 SC, IM	0,05 SC, IM	Vähentää syljeneritystä	Heard 2007b
Glykopyrrolaatti	0,01-0,02 SC, IM 0,5 SC, IM q 240 min	0,01-0,02 SC, IM	0,01-0,02 SC, IM	0,01-0,02 SC, IM	Vähentää syljeneritystä	Heard 2007b
Naloksoni	0,01-0,1 SC, IP	0,01-0,1 SC, IP	0,01-0,1 SC, IP	0,01-0,1 SC, IP	Opioidiantagonisti	Carpenter 2005

LIITE 4: YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA ROTALLE JA PIKKUJYRSIJÖILLE

Taulukko 10: Yhdistelmäänestesia vaihtoehtoja rotalle ja pikkujyrsijöille (mg/kg). Antoreitit lihaksensisäinen (IM), nahan alainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

	Rotta	Hiiri	Gerbiili	Hamsteri	Vaikutus	Kirjallisuuslähteet
Ksylatsiini (X) + Ketamiini (K)	X 10 IP + K 75 IP	X 10 IP + K 80–100 IP	X 2 IP + K 50 IP	X 10 IP + K 100 IP	Kohtalainen rauhoitus	Flecknell ym. 2007 Buitrago ym. 2008
Ksylatsiini (X) + Buprenorfiini (B) + Ketamiini (K) +		X 10 IP + B 0,3 IP + K 100 IP			Kevyt anestesia	Buitrago ym. 2008
Medetomidiini (M) + Ketamiini (K)	M 0,5 IP + K 75 IP	M 1 IP + K 75 IP	M 0,5 IP + K 75 IP	M 0,25 IP + K 100 IP	Kirurginen anestesia	Flecknell ym. 2007
Midatsolaami (M)+ Ketamiini (K)	M 3-5 IP, IV + K 40-100 IP, IV	M 3-5 IP + K 40–150 IP	M 3-5 IP + M 40–150 IP	M 5 IP + K 50–150 IP	Syvä rauhoitus	Heard 2007b
Midatsolaami (M) + Ketamiini (K) + Buprenorfiini (B)	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	Kirurginen anestesia	Bennett 2009
Diatsepaami+ Ketamiini	1-5 IP 20–40 IP				Syvä rauhoitus	Heard 2007b
Ksylatsiini (X) + Ketamiini (K) + Atropiini (A)	X 5 IP + K 50 IP + A 0,05 IP	X 5 IP + K 50 IP + A 0,05 IP	X 5 IP + K 50 IP + A 0,05 IP	X 5 IP + K 50 IP + A 0,05 IP	Kirurginen anestesia	Bennett 2009
Propofoli	10 IV, IO	12–26 IV, IO			Kirurginen anestesia	Carpenter 2005, Heard 2007b

LIITE 5: ESILÄÄKITYS- JA YHDISTELMÄANESTESIA-ANNOKSIA MARSULLE JA CHINCHILLALLE

Taulukko 11: Esilääkkeiden, rauhoitusaineiden ja niiden vastavaikuttajien suositusannoksia (mg/kg) marsulle ja chinchillalle. Antoreitit lihaksensisäinen (IM), nahan alainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

Lääkeaine	Marsu	Kirjallisuusviite	Chinchilla	Kirjallisuusviite
Ksylatsiini	5-10 IM, SC	Heard 2004	5-10 IM, SC	Heard 2004
Medetomidiini	0,5 SC	Cantwell 2001	-	
Butorfanoli	2 IM, SC	Heard 2004	2 IM, SC	Heard 2004
Buprenorfiini	0,05 IM, SC	Heard 2004	0,05 IM, SC	Heard 2004
Diatsepaami	1-5 SC	Heard 2004	1-5 SC	Heard 2004
Midatsolaami	1-2 IM, SC	Heard 2004	1-2 IM, SC	Heard 2004
Atropiini	0,05 IM, SC	Heard 2004	0,05 IM, SC	Heard 2004
Glykopyrrolaatti	5-10 IM, SC	Heard 2004	0,01-0,02 IM, SC	Heard 2004
Atipametsoli	1 IM, SC	Cantwell 2001	0,5 SC	Henke ym. 2004
Naloksoni	-		0,05 SC	Henke ym. 2004
Flumatseniili	-		0,1 SC	Henke ym. 2004

Taulukko 12: Yhdistelmäänestesiavaihtoehtoja marsulle ja chinchillalle (mg/kg). Antoreitit lihaksensisäinen (IM), nahan alainen (SC), suonensisäinen (SC) ja vatsaontelo (IP).

	Marsu	Kirjallisuusviitteet	Chinchilla	Kirjallisuusviitteet
Ksylatsiini (X) + Ketamiini (K)	X 5 IP, SC + K 40-60 IP	Flecknell ym. 2007 Buchanan ym. 1999	X 2 IM + K 40 IM	Henke ym. 2004
Medetomidiini (M) + Ketamiini (K)	M 0,5 IP + K 40 IP	Flecknell ym. 2007	M 0,06 IM + K 5 IM	Henke ym. 2004
Midatsolaami (M)+ Ketamiini (K)	M 0,5-1 IM + K 5-10 IM		M 0,5-1 IM + K 5-10 IM	
Midatsolaami (M) + Ketamiini (K) + Buprenorfiini (B)	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	Bennett 2009	M 5 IP+ K 100 IP + B 0,05 IP	
Midatsolaami (M) + Fentanyl (F) + Medetomidiini (Me)	-		M 0,1 IM + F 0,02 IM + Me 0,05 IM	Henke ym. 2004
Diatsepaami (D)+ Ketamiini (K)	D 1-2 IM + K 20-30 IM	Morrissey & Carpenter 2004	D 1-2 IM + K 20-40 IM	Morrissey & Carpenter 2004