

Vuokko Pekkola
ELL, pieneläinsairauksien erikoiseläinlääkäri, sairaalaeläinlääkäri
Yliopistollinen eläinsairaala, Helsingin yliopisto
vuokko.pekkola@helsinki.fi



Kati Salla
ELT, kliininen opettaja (eläinlääketieteellinen anestesiologia)
Eläinlääketieteellinen tiedekunta, Helsingin yliopisto
kati.salla@helsinki.fi



Eläinten anestesia

Eläinanestesiologin työ vaatii hyvää perehtyneisyyttä eri eläinlajien fysiologiaan, anatomiaan ja lääkeaineiden farmakologisiin eroihin sekä avointa ja uteliasta mieltä, kun kohdalle osuu nukutettavaksi itselle vieraan lajin edustaja.

Työskentelemme Yliopistollisessa eläinsairaalassa ja nukutamme päivittäin eläimiä erilaisia diagnostisia ja terapeuttisia toimenpiteitä varten. Eläinpotilailla moni diagnostinen toimenpide, kuten magneettikuvaus, tietokonetomografia ja tähyystutkimukset, vaatii yleisanestesian, jotta diagnostinen toimenpide voidaan suorittaa laadukkaasti ja turvallisesti sekä eläimelle, henkilöstölle että laitteistolle. Suurin osa potilaistamme on koiria ja kissoja, mutta joukkoon mahtuu myös kaneja ja jyrsejöttä, ja joskus saattaa potilaaksi tulla minisika, alpaka, kilpikonna, papukaija tai mikä tahansa Korkeasaaren eläintarhan asukkaista.

Siinä missä lääkäreiden potilaat ovat aina keskenään samaa lajia, eläinlääkäreiden potilaat muodostavat lajikirjon johdosta huomattavasti heterogeenisemmän joukon. Myös saman lajin sisällä voi olla hyvinkin paljon vaihtelua yksilöiden koossa ja anatomisissa mittasuhteissa; tämä pätee erityisesti meille tutuimpaan eläinlajiin eli koiraan. Potilaamme voivat olla hyvin nuoria tai jo elämänsä ehtopuolella tai mitä tahansa siltä väliltä, ja niillä voi olla mitä moninaisimpia perussairauksia – erityisesti koirilla tavataan miltei kaikkia samoja sairauksia kuin ihmisilläkin. Anestesian aikaisten komplikaatioiden riskiin vaikuttaa eläimen ASA-luokitus samoin kuten ihmisilläkin. Retrospektiivisissä tutkimuksissa anestesiakuolleisuuden on raportoitu olevan eläimillä huomattavan korkea verrattuna ihmisiin, noin satakertainen koirilla ja kissoilla (1) ja jopa yli tuhatkertainen hevosilla (2, 3). >>



Kuva 1. Rauhoitettu hevonen valmisteltuna anestesian induktioon. Kuva Kati Salla, 2018.



Eläinlajien väliset erot aiheuttavat haasteita muun muassa anestesian induktiossa ja heräämisvaiheessa.

Kuva 2. Amurintiikerit heräämässä yleisanestesiasta. Kuva Vuokko Pekkola, 2017.

Eurooppalainen eläinanestesiologien kattojärjestö, Association of Veterinary Anaesthetists, on laatinut anestesiatoimenpiteen suorittamiselle suositukset, joiden tarkoituksena on pienentää anestesiakuolleisuutta eläimillä (4). Eläinlajien väliset erot aiheuttavat haasteita muun muassa anestesian induktiossa ja heräämisvaiheessa. Esimerkiksi hevosen anestesian induktio tapahtuu hevosen ollessa seisaallaan kevyesti rauhoitettuna, jolloin traumojen riski induktion aikana lisääntyy, kun hevonen kaatuu tajunnantason laskiessa (kuva 1). Lisäksi joillain eläinryhmillä, esimerkiksi villieläimillä, elintoimintojen yksityiskohtainen seuranta heräämisvaiheessa on haastavaa työturvallisuuden kannalta (kuva 2).

Lääkeaineet ja niiden käyttö

Eläinlääkärillä on käytettävissään eläimille rauhoitukseen ja nukutukseen rekisteröityjä lääkevalmisteita. Tähän joukkoon kuuluu paljon lääkärillekin tuttuja lääkeaineita, kuten deksmedetomidiini, ketamiini, propofoli, isofluraani ja sevofluraani. Lisäksi lääkelainsäädäntö sallii ihmisille rekisteröityjen lääkevalmisteiden käytön eläimille, jos vastaavaa eläimille rekisteröityä valmistetta ei ole olemassa. Tämän kaskadisäädännön nojalla on mahdollista käyttää esimerkiksi fentanylia, midatsolaamia ja ropivakaiinia seura- ja harraste-eläimillä. Tuotantoeläimille (naudat, siat, lampaat, siipikarja) saa käyttää ainoastaan sellaisia lääkevalmisteita, joille on tehty viranomaisten vaatimat tutkimukset lääkejäämistä ja

siten pystytty asettamaan varoajat, joiden tulee täytyä ennen kuin lääkettä saanut eläin voidaan teurastaa elintarvikkeeksi tai sen maitoa voidaan toimittaa kulutukseen. Tuotantoeläimien nukutuksessa ja kivunlievityksessä käytettävissä oleva lääkevalikoima on tästä syystä huomattavan rajoittunut verrattuna lääkevalikoimaan, jota voidaan käyttää seura- ja harraste-eläimille (5).

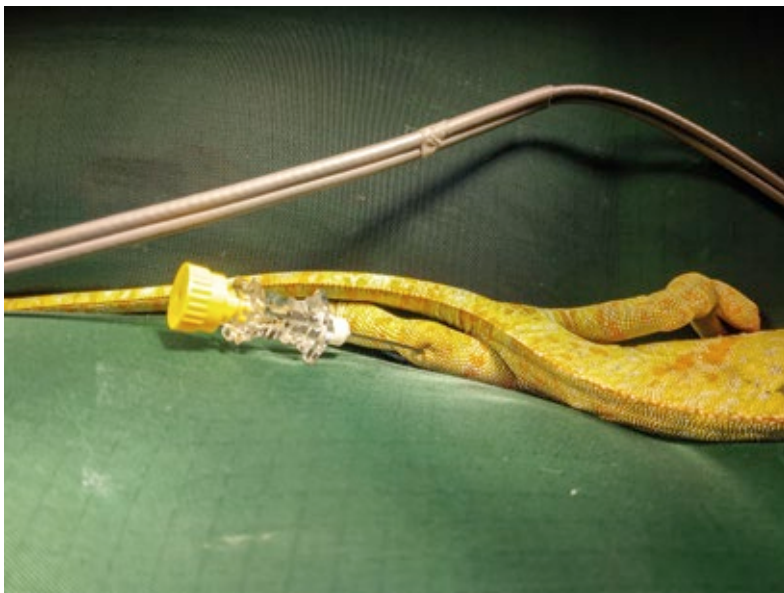
Anestesian induktio ja ylläpito

Ennen anestesian induktiota eläimet yleensä rauhoitetaan lihaksensisäisesti annettavilla lääkeaineilla. Useimmilla eläinlajeilla alfa-2-agonistit takaavat luotettavan rauhoituksen, toisin kuin bentsodiatsepiinit, joiden on todettu aiheuttavan paradoksaalista eksitaatiota muun muassa koirilla (6). Rauhoitus on tarpeen sekä eläimen stressin vähentämiseksi, että henkilökunnan työturvallisuuden parantamiseksi. Anestesian induktio tapahtuu useimmiten käyttämällä lyhytvaikutteisia laskimoanesteetteja, kuten propofolia tai ketamiinia. Vain hyvin pienet jyräjät tai matelijat, joiden kanylointi on haastavaa, indusoidaan pääsääntöisesti lihaksensisäisesti annettulla ketamiinilla tai käyttämällä intraosseaalista yhteyttä (kuva 3).

Anestesian ylläpidossa käytettävien lääkeaineiden valinta riippuu sekä potilaan ja toimenpiteen ominaisuuksista, että siitä, tapahtuuko anestesiatoimenpide sairaalaolosuhteissa vai kentällä. Useimmiten seura- ja harraste-eläimien anestesian ylläpitoon käytetään inhalaatioanesteettia, joko iso- tai sevofluraania. Potilaan voinnista ja suoritettavasta toimenpiteestä riippuen inhalaatioanesteetin tarvetta voidaan vähentää käyttämällä erilaisia infuusioita, esimerkiksi fentanyyli-, lidokaiini-, ketamiini- tai alfa-2-agonisti-infuusioita. Inhalaatioanesteettien sijaan on mahdollista käyttää myös propofoli- tai alfaksaloni-infuusioita. Lyhyitä toimenpiteitä voidaan etenkin kenttäolosuhteissa tehdä myös lihaksensisäisesti annetun ja tarvittaessa toistetun ketamiinin turvin. Pidemmässä anestesioissa ketamiinin ongelmaksi koituu pitkitynyt ja usein levoton heräämisvaihe.

Ilmateiden hallinta ja ventilaatio anestesian aikana

Pieniä jyräjöitä lukuun ottamatta ilmateiden hallinta tapahtuu pääsääntöisesti intuboimalla. Henkitorven rakenne ja pääkeuhkoputkien



Kuva 3. Intraosseaalinen kanyyli Jemenin kameleontin reisiluussa. Kuva Kati Salla, 2018.



Kuva 4. Koiran intubointi. Kuva Vuokko Pekkola, 2019.

sijainnit kuitenkin eroavat eläinlajien välillä. Esimerkiksi linnuilla henkitorven rustorenkkaat ovat täydelliset, eikä kuffillisen intubaatioputken käyttö ole suositeltavaa. Vertailevan anatomian tunteminen auttaa valitsemaan oikean mallisen (kuffillinen tai kuffiton), kokoisen ja pituisen intubaatioputken. Lihansyöjillä, kuten koiralla ja kissalla, suu aukeaa hyvin ja näkyvyys kurkunpäähän on tavallisesti hyvä, ja eläin voidaan intuboida ongelmitta suoran laryngoskopian avulla (kuva 4). Kissan nielu on herkempi kuin koiralla, >>



Kuva 5. Kissan (alempi) ja kanin (ylempi) V-Gel kurkunpäämaskit. Kuva Kati Salla, 2020.



Kuva 6. Intuboitu kani. Kuva Kati Salla, 2018.

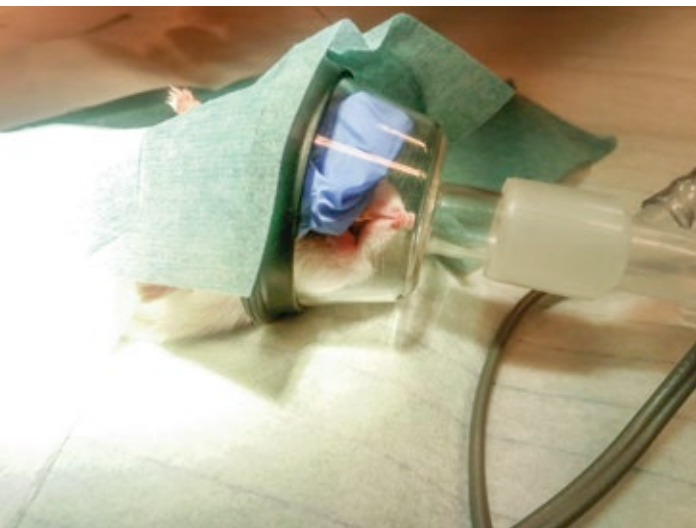
ja topikaalista lidokaiinia käytetään kurkunpään spasmin estämiseksi. Myös rokuronin on todettu vähentävän kurkunpään reaktiivisuutta stimulaation kissoilla (7). Käytännössä lihasrelaksantteja ei kuitenkaan käytetä rutiinisti induktion aikana, sillä maskiventilaatio on eläimillä tehontonta. Kasvinsyöjillä, kuten esimerkiksi kanilla, marsulla ja lampaalla, suun aukeaminen on huomattavasti rajoittuneempaa kuin lihansyöjillä ja näkyvyys kurkunpäähän on huono. Kissoilla ja kaneilla voidaan käyttää niille erityisesti suun-

niteltua kurkunpäämaskia (V-Gel®) (kuva 5). Vaihtoehtoisesti myös kani voidaan intuboida endoskooppia apuna käyttäen (8) (kuva 6). Pienillä jyrsijöillä käytetään usein tiivistä maskia (kuva 7). Tämä ei suojaa ilmäteitä, mutta pienet kasvinsyöjät eivät fysiologisesti kykene oksentamaan, joten aspiraation riski on niillä pienempi kuin lihansyöjillä. Toisaalta märehitijöillä suuri etumahojen tilavuus aiheuttaa huomattavan regurgitaation riskin. Lampaiden, vuohien ja alpakoitten intubointi onnistuu useimmiten suoran laryngoskopian avulla pitkää Miller-kärkeä käyttäen. Juoksemaan sopeutuneen kasvinsyöjän, hevosen, kurkunpään rakenne mahdollistaa hevosen intuboinnin sokkona eläimen maatessa kyljellään. Hevosen pää oikaistaan kaulan suuntaiseksi, jolloin intubaatiotubi menee helposti henkitorveen. Linnuilla ja matelijoilla ei ole varsinaista kurkunpäää, mutta niillä henkitorven aukko sijaitsee suuontelon etuosassa ja intubointi on yleensä helppoa eikä vaadi erityistä välineistöä (kuva 8).

Useimmiten on mahdollista ja monessa tilanteessa jopa erittäin suotavaa antaa eläimen hengittää spontaanisti anestesian aikana. Tarpeen

Lihasselaksantteja ei käytetä rutiinisti induktion aikana, sillä maskiventilaatio on eläimillä tehontonta.

mukaan tuettua tai kontrolloitua ventilaatiota käytetään, kun sille on selkeä indikaatio, esimerkiksi hypoventilaatio, rintaontelokirurgia tai lihasrelaksantin käyttö kirurgiaan liittyvistä syistä. Hevosilla kontrolloitu ventilaatio on suotavaa, sillä merkittävä hypoventilaatio on niillä yleistä. Tämän lisäksi hevosen suuri koko aiheuttaa huomattavaa keuhkojen atelektasia altistaen hevosen hypoksemialle. Kontrolloidun ventilaation aiheuttama sydämen minuuttitilavuuden lasku aiheuttaa lisää haasteita jo lähtökohtaisesti hemodynaamisesti epävakailta hevosilla, kuten esimerkiksi kiireellisen laparotomian yhteydessä. Samoin suurilla märehitijöillä laaja ja painava ruoansulatuskanava aiheuttaa anatomisesti haasteita ventilaation onnistumiselle yleisanestesian aikana. Pelkästään hereillä olevan aikuisen nautan laittaminen selälleen aiheuttaa sille hypoksemian (9), minkä takia yleisanestesian indusoinnista aikuisilla naudoilla pyritään välttämään.



Kuva 7. Tiivis maski nukutetulla hamsterilla. Kuva Kati Salla, 2019.



Kuva 8. Intuboitu kana. Kuva Kati Salla, 2019.

Koirilla ja kissoilla voidaan käyttää ihmisten anestesiatyöasemia (esimerkiksi GE Carestation, Dräger Perseus), jolloin samat ventilaatiomoodit ovat käytettävissä kuin ihmisilläkin. Usein valitsemme ensisijaisesti painekontrolloidun ventilaation, koska se on etenkin kokemattomalle anestesiatyöaseman käyttäjälle turvallisempi vaihtoehto – vaikka koneeseen olisi jäänyt edellisen potilaan ventiloinnissa käytetty paine muistiin, sillä ei todennäköisesti aiheuteta vahinkoa potilaalle. Jos sen sijaan ventiloidaan volyyminkontrolloidusti, on kertahengitystilavuuteen kiinnitettävä suuresti huomiota potilaiden koon vaihtelusta johtuen. Hevosille (kuva 9) ja hyvin pienille eläimille (alle 1 kg) (kuva 10) on erikseen kehitetty soveltuvat hengitysjärjestelmät ja ventilaattorit.

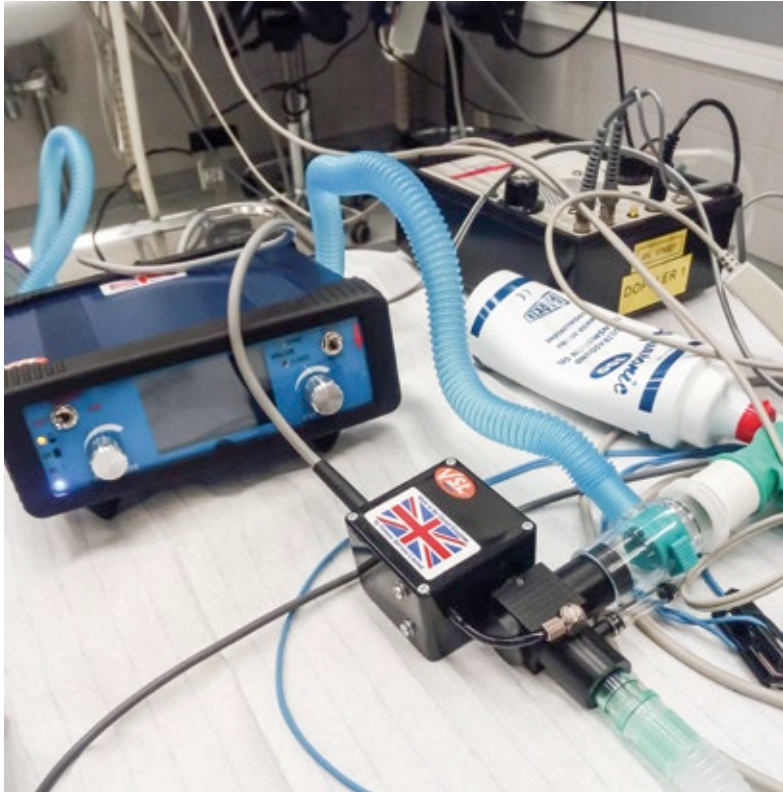
Anestesian aikana kantokaasuna on useimmiten happi, mutta happi-ilmakaasuseosta käytetään silloin kun se on välineellisesti mahdollista. Eläinlajien välillä on myös eroja siinä, miten hengityskeskus reagoi valtimoveren happi- ja hiilidioksidipitoisuuteen. Esimerkiksi eräillä matelijoilla ja kilpikonnilla valtimoveren happipaineen nousu johtaa herkästi apneaan. Näin ollen korkeita kantokaasun happipitoisuuksia pyritään välttämään näillä eläinlajeilla, jotta spontaani hengitys palautuu heräämisvaiheessa mahdollisimman pian. Lisäksi matelijoilla sydämen anatomia poikkeaa nisäkkäistä siten, että niillä on vain yksi kammio, joka mahdollistaa keuhkoverenkierron ohituksen, jolloin anestesian ylläpito inhalaatioanesteeteilla saattaa olla haastavaa.

Monitorointi anestesian aikana ja komplikaatioiden hoito

Asianmukaisesti suoritettuna anestesian monitorointi alkaa esilääkityksen jälkeen ja jatkuu heräämisvaiheeseen asti sisältäen tarvittavan kivunarvioinnin. Anestesian syvyyden arviointi perustuu kliiniseen monitorointiin, koska lihasrelaksanttien käyttö on harvinaista (kuva 11). Useimmat anestesian valvontalaitteet on suunniteltu käytettäväksi ihmisillä, ja niiden käyttökelpoisuus eläinpotilailla vaihtelee laitteesta >>



Kuva 9. Mallard-anestesiatyöasema ja ventilaattori suurellemmille. Kuva Vuokko Pekkola, 2015.



Kuva 10. Vetronic-painekontrolloitu ventilaattori pienille eläimille. Kuva Kati Salla, 2019.



Kuva 11. Anestesian syvyyden kliinisessä monitoroinnissa silmän kääntyminen ja luomirefleksien puuttuminen kuvastavat kirurgista anestesian syvyyttä kissalla ja koiralla. Kuva Kati Salla, 2017.

ja eläinlajista riippuen. Pulssioksimetri, EKG, kapnometri ja -grafi sekä lämpömittari toimivat yleensä varsin hyvin niin pienillä kuin suurillakin eläimillä ja antavat arvokasta tietoa tärkeistä elin-

toiminnoista anestesian aikana (kuva 12). Verenpaineen seuranta anestesian aikana on eläimillä yhtä lailla tärkeää kuin ihmisilläkin, mutta useat ihmisille kehitetyt noninvasiiviset mittarit eivät toimi luotettavasti kaikilla eläinlajeilla. Koirien ja kissojen verenpainetta seurataan anestesian aikana noninvasiivisesti joko eläimille kehitetyillä oskillometrisillä mittareilla tai Doppler-menetel-

Vaikka eläimet eivät osaa ilmaista kipuaan verbaalisesti ihmisten tavoin, on ilmeistä, että ne tuntevat kipua.

mällä mitaten ja hyväksyen näihin menetelmiin liittyvä epätarkkuus ja virhelähteet. Hevosilla verenpainetta seurataan yleensä invasiivisen mittauksen avulla; arteriakanyylin laittaminen on teknisesti helppoa eläimen suuren koon vuoksi. Koirilla ja kissoilla invasiivista verenpainemittausta käytetään, jos kyseessä on korkean anestesariskin potilas. Kissoja pienemmillä eläimillä arteriakanyloinnin tekninen haastavuus rajoittaa invasiivisen verenpainemittauksen käyttöä. Ruumiinlämmön jatkuva seuranta ja aktiivinen lämmitys ovat erittäin tärkeää pieneläimiä nukutettaessa. Pienikokoisilla eläimillä ruumiin pinta-ala on suuri suhteessa painoon, ja ne ovat siksi alttiita nopeille ruumiinlämmön muutoksille.

Hemodynaamisesti epästabiilia potilasta hoidetaan taustasyyn mukaan keventämällä inhalatioanesteetin pitoisuutta, volyymikorjaamalla laskimonsisäisellä kristalloidi- ja/tai kolloidiboluksella ja käyttämällä tarvittaessa vasoaktiivisia lääkkeitä, kuten dopamiinia, dobutamiinia tai noradrenaliinia. Yliopistollisessa eläinsairaalassa on myös oma veripankki ja siten mahdollisuus punasolujen ja jääplasman antoon koirilla, kissoilla ja hevosilla. Tuoreveren siirto on mahdollista muilla eläinlajeilla, jos sopiva luovuttaja löytyy.

Kivun arviointi ja akuutin kivun hoito

Vaikka eläimet eivät osaa ilmaista kipuaan verbaalisesti ihmisten tavoin, on ilmeistä, että ne tuntevat kipua (10). Eläinlääkäreillä on eettinen ja lain asettama velvollisuus lievittää eläinten kipua. Tehokas kivunhoito kuitenkin edellyttää, että voimme arvioida kivun laatua ja sen intensi-



Kuva 12. Anestesian monitorointi villisian porsaalla. Kuva Vuokko Pekkola, 2014.

teettiä. Kivun arviointi asettaa omat haasteensa jo lajien monimuotoisuuden takia, esimerkiksi saaliseläin ilmentää kipua eri tavoin kuin saalistaja. Kivunarvioinnin objektiivisuutta on pyritty lisäämään käyttämällä validoituja kivunarviointistasteikoita (11,12), joita ei kuitenkaan ole vielä tällä hetkellä olemassa kaikille eläinlajeille. Kivun arviointi näiden eläinlajien kohdalla perustuu subjektiiviseen arvioon eläimen käytöksen muutoksista. Kipuilmeluihin perustuva kivun arviointi (13) on yleistynyt eläinlääkinnässä, ja kipuilmeitä onkin kartoitettu jo usealla eläinlajilla (hiiri, rotta, kani, hevonen, lammas, kissa).

Käytämme poikkeuksetta pre-emptiivistä ja farmakologisesti multimodaalista kivunhoitoa kivuliaiden toimenpiteiden yhteydessä. Yleisim-

min käytössä on vähintäänkin opioidien ryhmään kuuluva kipulääke ja paikallinen tai alueellinen puudutus. Tulehduskipulääkkeitä (meloksikaami, karprofeeni, robenakoksibi, fluniksiini, ketoprofeeni) käytetään aina, ellei niiden käytölle ole jotain selkeää kontraindikaatiota. Eläinlajien välillä on huomattavia eroja tulehduskipulääkkeiden toleranssiin ja metaboliaan liittyen, ja tässä lääkeaineryhmässä ekstrapolointi lajien välillä on erityisen vaarallista. Esimerkiksi parasetamoli on koirille ja hevosille suhteellisen turvallinen lääkeaine ohjeannoksilla, mutta kissoille se aiheuttaa vakavan methemoglobinemian johtuen nopeasti saturoituvasta glukuronisaatioreitistä (14). Myös puudutteen toksiset vaikutukset tulevat kissoilla esiin alhaisemmilla annoksilla kuin koirilla, ja >>



Kuva 13. Epiduraalipuudutus sialle. Kuva Vuokko Pekkola, 2014.

kissoilla onkin erityisen tärkeää laskea tarkkaan puudutteen annokset ja huolehtia siitä, ettei niitä ylitetä.

Puudutuksista yleisimmin käytössä ovat erilaiset johto- ja infiltraatiopuudutukset sekä epiduraalipuudutus. Perinteisesti puuduttaminen on perustunut anatomisiin maamerkkeihin (kuva 13). Ultraääniohjatut puudutustekniikat ovat kuitenkin yleistymässä eläinlääketieteessä (15) (kuva 14). Erityisesti tuotantoeläinten (nauta, lammas) kohdalla puudutukset ovat äärimmäisen tärkeä osa kivunhallintaa, sillä leikkaustoimenpiteet (keisarinleikkaus, juokutusmahan dislokaatioleikkaus) tehdään tilalla ilman yleisanestesiaa eläimen ollessa korkeintaan kevyesti rauhoitettu. Toimenpiteen sujuvuuden ja aseptiikan kannalta sekä puuttuvan anestesiavälineistön vuoksi on tärkeää, että märehitjät pysyvät jaloillaan, eli puu-

duuksen onnistuminen on äärimmäisen tärkeää. Prokaiini on ainoa tuotantoeläimille rekisteröity puudute, jota on mahdollista käyttää ilman pitkiä maidon tai lihan varoaikoja.

Takaosan laajempien leikkausten yhteydessä koirille voidaan laittaa epiduraalikatetri pidempiaikaista kivunlievitystä varten. Tavallisimmin epiduraalipuudutus tehdään kuitenkin kertainjektiona. Spinaalipuudutuksen tekeminen koirille ja kissoille on teknisesti haastavampaa kuin ihmisille, koska niiden selkäydin jatkuu spinaalitalan loppuun asti. Leikkauksen jälkeisen kivun hoitoon käytämme paljon leikkaushaavaan upotettavia haavakatreja koirilla ja kissoilla

Eläinlääkäreillä on eettinen ja lain asettama velvollisuus lievittää eläinten kipua.

(kuva 15). Haavakatreista on saatu paljon hyviä kokemuksia: ne vähentävät leikkauksen jälkeistä opioidikipulääkityksen tarvetta ja hoitavat tehokkaasti haavakipua (16).

Suun kautta annettavien opioidikipulääkkeiden käyttö eläimille on rajallista, koska etenkin koirilla on voimakas ensireitin metabolia ja esimerkiksi suun kautta annetun morfiinin hyötyosuus hyvin vaatimaton (17). Tramadoli on yleisimmin koirille ja kissoille reseptillä määrätty opioidikipulääke. Tramadolilla on kuitenkin suuria yksilöllisiä eroja tehossa johtuen eroista lääkeaineen aktiivisen metaboliitin tuotannossa. Fentanyylilaastareita voidaan käyttää leikkauksen jälkeisen voimakkaan kivun hoitoon. Tämäkään ei ole täysin ongelmaton kivunhoitomenetelmä, mutta vakavat haittavaikutukset ovat eläimillä suhteellisen harvinaisia ja yleensä hoidettavissa laastarin poistolla. Kaikilla asiakkailla ei ole taloudellista mahdollisuutta pitää eläintä sairaalahoidossa niin pitkään toimenpiteen jälkeen, että sen kivunhoito olisi riittävän hyvin toteutettavissa pelkällä tulehduskipulääkkeellä. Tästä syystä joudumme välillä tekemään hieman luoviakin ratkaisuja riittävän hyvän kivunhallinnan varmistamiseksi.

Lopuksi

Tämä katsaus on tarjonnut vain pienen pintaraapaisun työhömme ja sen monipuolisuuden



14. Ultraääniohjattu transversus abdominis plane block koiralle. Kuva Kati Salla, 2019.



15. Haavakatetri koiralla radikaalin mamektomian jälkeen. Kuva Kati Salla, 2019.

tuomiin haasteisiin sekä viehätukseen. Mahdollisuus saada jatkuvasti uudenlaisia potilaita eteen ja olla osana niiden hoitoa pitää työn mielenkiintoisena vuodesta toiseen. Anestesia- ja lääketieteelliset asiantuntijat ovat sovittaessa tervetulleita seuraamaan työtämme Yliopistolliseen eläinsairaalaan.

Kiitokset

Kiitämme FM Ida Nummista avusta tekstin kieliasun muokkaamisessa. ■

Viitteet

1. Brodbelt DC, ym. 2008. The risk of death: The confidential enquiry into perioperative small animal fatalities. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 35(5), pp.365–37.
2. Johnston GM, Eastment JK, Wood JLN, Taylor PM (2002) The confidential enquiry into perioperative equine fatalities (CEPEF): mortality results of Phases 1 and 2. *Vet Anaesth Analg* 29, 159–170.
3. Dugdale AH, Taylor PM. Equine anaesthesia-associated mortality: where are we now? *Vet Anaesth Analg*. 2016 May;43(3):242–55.
4. Association of Veterinary Anaesthetists, Guidelines for safer Anaesthesia (verkkodokumentti), <https://ava.eu.com/resources/anaesthesia-guidelines>.
5. Tuotantoeläimille sallitut lääkeaineet (verkkodokumentti) www.ruokavirasto.fi/globalassets/viljelijat/elaintenpito/elainten-laakitsemisen/hallittu_laakekaytto/laakeluettelo/tuotantoelaimet_valm2.pdf
6. Simon BT, Scallan EM, Siracusa C, ym. Effects of acepromazine or methadone on midazolam-induced behavioral reactions in dogs. *Can Vet J*. 2014 Sep;55(9):875–85.
7. Martin-Flores M, Sakai DM, Portela DA, Borlle L, Campoy L, Gleed RD. Prevention of laryngospasm with rocuronium in cats: a dose-finding study. *Vet Anaesth Analg*. 2016 Sep;43(5):511–8.

8. Engbers S, Larkin A, Rousset N, ym. Comparison of a Supraglottic Airway Device (v-gel[®]) with Blind Orotracheal Intubation in Rabbits. *Front Vet Sci*. 2017 Apr 10;4:49.
9. Wagner AE, Muir WW3rd, Grospitch BJ. (1990) Cardiopulmonary effects of position in conscious cattle. *Am J Vet Res*. 1990 Jan;51(1):7–10.
10. Kivun määrittely (verkkodokumentti) International association for the study of pain (IASP) definition of pain. www.iasp-pain.org/Education/Content.aspx?ItemNumber=1698#Pain
11. Reid J, Nolan AM, Hughes JML, ym. Development of the short-form Glasgow Composite Measure Pain Scale (CMPS-SF) and derivation of an analgesic intervention score. *Animal Welfare* 2007, 16(5): 97–104.
12. Brondani JT, Krusheed MR, Wright BD, ym. Validation of the English version of the UNESP-Botucatu multidimensional composite pain scale for assessing postoperative pain in cats. *BMC Veterinary Research* volume 9, Article number: 143 (2013).
13. Kipuilmmeet, Grimace Scales (verkkodokumentti) www.nc3rs.org.uk/grimacescales
14. Court MH, Greenblatt DJ. Biochemical basis for deficient paracetamol glucuronidation in cats: an interspecies comparison of enzyme constraint in liver microsomes. *J Pharm Pharmacol*. 1997 Apr;49(4):446–9.
15. Otero PE & Portela DA. Kirja: Manual of Small Animal Regional Anesthesia: Illustrated Anatomy for Nerve Stimulation and Ultrasound-Guided Nerve Block, InterMedicine 2019.
16. Abelson AL, McCobb EC, Shaw S, ym. Use of wound soaker catheters for the administration of local anesthetic for post-operative analgesia: 56 cases. *Vet Anaesth Analg*. 2009 Nov;36(6):597–602.
17. KuKanich B, Lascelles BD, Papich MG. Pharmacokinetics of morphine and plasma concentrations of morphine-6-glucuronide following morphine administration to dogs. *J Vet Pharmacol Ther*. 2005 Aug;28(4):371–6.