



**SAVONIA**

OPINNÄYTETYÖ - AMMATTIKORKEAKOULUTUTKINTO  
SOSIAALI-, TERVEYS- JA LIIKUNTA-ALA

# KUINKA OTAN MARSULTA VERINÄYTTEEN?

Kliinisen kemian ja hematologian preanalytiikan opas  
pieneläinklinikalle

TEKIJÄ:

Meiju Lehtiniitty

Koulutusala Sosiaali-, terveys- ja liikunta-ala	
Tutkinto-ohjelma Bioanalyytikon tutkinto-ohjelma	
Työn tekijä(t) Meiju Lehtiniitty	
Työn nimi Kuinka otan marsulta verinäytteen? – Kliinisen kemian ja hematologian preanalytiikan opas pieneläinklini- kalle	
Päiväys 30.10.2020	Sivumäärä/Liitteet 34
Toimeksiantaja/Yhteistyökumppani(t) Loime Oy	
<p>Tiivistelmä</p> <p>Opinnäytetyö oli kehittämistyö, jonka tarkoituksena oli suunnitella ja toteuttaa opas preanalytiikan ja Suomessa yleisimpien lemmikkinä pidettävien pieneläinten veri- ja virtsanäytteenoton toteuttamiselle kliiniseen kemiaan ja hematologiaan keskittyen. Toimeksiantajana opinnäytetyössä oli eläinklinikka Loime Oy. Tavoite oli kehittää ja tarkentaa pieneläinklinikan preanalyttistä toimintaa huomioiden Suomessa yleisimpien lemmikkieläinten näytteiden vaatimukset. Työssä käytiin läpi Suomessa yleisimpien lemmikkieläinten veri- ja virtsanäytteenotto ja esiteltiin eläinklinikan laadukkaan preanalytiikan kriteerejä.</p> <p>Opinnäytetyöhön kerättiin aineistoa erilaisista oppaista, lehtiartikkeleista ja verkosta. Sekä eläin- että hu- maanipuolen lähdeaineistoa käytettiin, jotta opas käsittelisi niin eläinten näytteiden ja näytteenoton erilaisia haasteita ja huomioitavia seikkoja, kuin myös humanoiden tarkkoja laboratorion laatuvaatimuksia. Tuo- tos toteutettiin yhteistyössä toimeksiantajan kanssa.</p> <p>Opas rakennettiin mahdollisimman luotettavaksi ja eläinklinikan työtä tukevaksi. Tuotoksen arvioivat eläin- klinikan klinikkaeläinhoitajat ja eläinlääkärit. Opinnäytetyötä voidaan käyttää myös muiden eläinklinikoiden preanalytiikan suunnittelussa ja toteuttamisessa. Jatkotutkimusideoiksi nousivat eri eläinlajien viitearvojen tarkempi tutkimus sekä näytteenotossa että esivalmistelussa mahdollisesti tapahtuvien virheiden vaikutuk- sien tutkimista näytteiden koostumukseen ja laatuun eläinlajikohtaisesti.</p>	
Avainsanat Preanalytiikka, Näytteenotto, Lemmikkieläimet, Eläinlääkintä	

Field of Study Social Services, Health and Sports	
Degree Programme Degree Programme in Biomedical Laboratory Science	
Author(s) Meiju Lehtiniitty	
Title of Thesis How to Get a Blood Sample from a Guinea Pig? – Preanalytical guide of haematology and clinical chemistry for veterinary clinic	
Date 30.10.2020	Pages/Appendices 34
Client Organisation /Partners Loime Oy	
<p><b>Abstract</b></p> <p>The aim of the thesis was to plan and make a guide to taking blood and urine samples from the most common small pet species in Finland. Haematology and clinical chemistry were the main interests. The client organization of the thesis was the pet veterinary clinic Loime Oy. The thesis was a project work the objective of which was to develop and to specify the veterinary clinic's preanalytical operation while paying attention to requirements of samples from the most common animal species kept as pets in Finland. The thesis presents qualifications of good quality preanalytics and blood and urine sampling from the most common pet species in Finland.</p> <p>Material for the thesis was gathered from guides, articles and the Internet. Both animal and humane source material was used to ensure processing of the difficulties in animal sampling and samples and the high quality standards of humane laboratories.</p> <p>The product was executed together with the client organization. The guide was made as reliable as possible and supportive to the veterinary clinic's work. The product was evaluated by the veterinary clinic's staff. The thesis can also be used to plan out and to execute preanalytics in other veterinary clinics. Topics for future study may include a more precise study of the test ranges of different animal species. A further topic could be a study of how variables in the preparation for laboratory testing and sampling can affect the quality and composition of samples in different animal species.</p>	
<p><b>Keywords</b></p> <p>Preanalytics, Sampling, Pets, Veterinary therapy</p>	

## SISÄLTÖ

1	JOHDANTO .....	5
2	PREANALYTIKKA PIENELÄINKLINIKALLA .....	6
2.1	Valmistautuminen ja esivalmistelu .....	7
2.2	Verinäytteet.....	8
2.3	Eläinten verinäytteenotto.....	9
2.4	Lainsäädäntö .....	12
2.5	Virtsanäytteet .....	12
2.6	Näytteiden käsittely, merkintä, säilytys ja kuljetus.....	13
3	PREANALYTIKKA ERI ELÄINLAJEILLA .....	14
3.1	Koirat .....	14
3.2	Kissat .....	14
3.3	Kanit .....	15
3.4	Jyrsijät .....	17
3.5	Fretit.....	21
3.6	Siilit .....	21
3.7	Linnut .....	22
3.8	Matelijat .....	24
4	KEHITTÄMISTYÖN TARKOITUS JA TAVOITE .....	27
5	KEHITTÄMISTYÖN TOTEUTUS.....	28
5.1	Menetelmä .....	28
5.2	Aineistonkeruu.....	28
5.3	Hyvän oppaan kriteerit .....	29
5.4	Lopullinen tuotos .....	29
6	YHTEENVETO JA POHDINTA .....	30
6.1	Prosessin ja tuotoksen arviointi.....	30
6.2	Eettisyys ja luotettavuus.....	30
6.3	Pohdinta ja jatkotutkimusideat.....	31
	LÄHTEET .....	32

## 1 JOHDANTO

Laboratoriotutkimuksilla on suuri merkitys ihmispotilaiden diagnostiikassa ja oikeiden hoitomuotojen valitsemisessa. Myös eläinpuolella laboratorioanalytiikka on tärkeässä roolissa, kenties vielä jopa huumanpuolta tärkeämmässä, sillä eläimet eivät voi ilmaista oireitaan ja tuntemuksiaan samalla tavalla kuin ihmispotilaat. Laadukas laboratorioanalytiikka on edellytys luotettavien tulosten saamiseksi. Aihe on tärkeä, koska lemmikkieläimiä on valtava määrä ja omistajat ovat kasvavissa määrin kiinnostuneita lemmikkiensä terveydestä ja hyvinvoinnista. Tästä syystä myös lemmikkieläinten laboratoriotutkimusten määrät ovat kasvussa. Eläinklinikoiden laboratoriotoiminnasta puhutaan hyvin vähän bioanalytikoiden ja laboratoriohoitajien keskuudessa. Kyseisistä ammattiryhmistä vain kourallinen työllistyy eläinpuolelle, vaikka eläinten laboratoriotutkimukset kehittyvät jatkuvasti ja samalla niiden merkitys kasvaa.

Preanalytiikalla tarkoitetaan laboratorioprosessin vaihetta ennen itse näytteen analysointia. Veri- ja virtsanäytteenotto, näytteiden käsittely, potilaan oikea valmistelu, oikeat säilytys- ja kuljetusolosuhteet ovat kriittisiä laadukkaalle laboratorioanalyysille. (Dunder 2017.) Preanalyttiset virheet tuottavat eniten poikkeamia laboratoriotutkimuksissa (Plebani & Carraro 2016; Dunder 2017). Eläinklinikan preanalytiikassa on huomioitava eri eläinlajien fysiologiset ja anatomiset erot. Verinäytteenottoaikat vaihtelevat eläinlajeittain ja eri lajeilla on omat viitearvonsa.

Opinnäytetyöni on kehittämistyö, jonka tarkoituksena on suunnitella ja toteuttaa preanalytiikan opas Suomessa yleisimpien lemmikkienä pidettävien pieneläinten veri- ja virtsanäytteenoton toteuttamiselle kliiniseen kemiaan ja hematologiaan keskittyen. Työn toimeksiantajana on Eläinklinikka Loime Oy. Eläinklinikka Loime Oy:lla halutaan kehittää laboratoriopalveluita ja laadukas preanalytiikka on perusedellytys tämän toteutumiseksi. Tilaaja saa työstäni luotettavan ja heille sopivaksi räätälöidyn oppaan laboratorion preanalytiikan luotettavalle toiminnalle. Tavoite on kehittää ja tarkentaa pieneläinklinikan preanalyttistä toimintaa huomioiden Suomessa yleisimpien lemmikkieläinten näytteiden vaatimukset. Työtäni voidaan hyödyntää myös muilla eläinklinikoilla preanalytiikan suunnittelussa ja toteuttamisessa.

## 2 PREANALYTIKKA PIENELÄINKLINIKALLA

Laadukas preanalytiikka on laadukkaan laboratorioanalytiikan perusta. Preanalytiikalla tarkoitetaan näytteelle tehtäviä toimenpiteitä ennen sen analysointia. Se sisältää potilaan laboratoriotutkimuksen tarpeen toteamisen, tutkimuspyynnön eli lähetteen kirjoittamisen, potilaan tunnistamisen, ohjauksen, esivalmistelun ja näytteenoton. Preanalytiikkaan niin ikään kuuluu näytteen käsittely, säilytys, mahdollinen lähettäminen ja kuljettaminen, vastaanotto tutkivassa laboratoriossa ja valmistelu analyysikelpoiseksi. (Ek & Jouhten 2010, 6; Karhumäki, Jonsson & Saros 2016, 198; Kinnunen 2017.) Preanalytiikka vaikuttaa oleellisesti näytteiden koostumukseen ja laatuun. Jopa 50–70 prosenttia virheistä tapahtuukin jo laboratoriotutkimuksen tässä vaiheessa. (Plebani & Carraro 2016; Karhumäki ym. 2016, 198; Dunder 2017.) Valtaosa preanalytiikan virheistä olisi vältettävissä. (Eclinpath 2020.) Virheetön ja oikeaoppinen preanalytiikka varmistaa näytteen analysointikelpoisuuden. Toisaalta mahdolliset virheet tulee ilmoittaa rehellisesti, jotta niiden mahdolliset vaikutukset tuloksiin osataan huomioida. (Kinnunen 2017.) Eläinklinikoilla laboratorionäytteiden merkitys diagnostiikassa on ollut kasvussa. Siksi preanalytiikan laadun on oltava luotettavalla tasolla, jotta näytteistä saatavista analyysituloksista saadaan oikeellista tietoa potilaan hoitoa suunniteltaessa.

Preanalytiikassa tapahtuvat virheet johtuvat tyypillisesti muuttujista, jotka voidaan karkeasti jakaa biologisiin ja ei-biologisiin. Biologiset muuttujat ovat potilasperäisiä. Niitä ovat esimerkiksi potilaan ikä, sukupuoli, laji ja rotu. Esimerkiksi nuoren eläimen laboratoriotulosten viitearvoja ei voida aina soveltaa vanhan eläimen viitearvoihin, eikä aasin tuloksia voida verrata hevosen viitearvoihin. Ei-biologisia muuttujia ovat esimerkiksi näytteenottotilanne, näytteenottotapa, sekä näytteen säilytys- ja kuljetusolosuhteet. Ei-biologisten muuttujien vaikutuksia voidaan minimoida mahdollisimman yhdenmukaisilla ja laadukkailla työskentelytavoilla. (Eclinpath 2020.)

Näytteiden oikeat säilytysolosuhteet ja niiden asianmukainen pakkaaminen mahdollista kuljetusta varten ovat oleellisen tärkeitä laadukkaan preanalytiikan toteutumiseksi. Virheelliset säilytysolosuhteet voivat tehdä näytteestä jopa analysointikelvottoman. Eläinten preanalytiikan laadun kontrolloimiseksi ei ole olemassa samanlaista laatuohjeistusta kuin ihmisten näytteenottosuosituksille. Eläimen esivalmistelussa ja näytteenotossa tapahtuneet virheet aiheuttavat samankaltaisia muutoksia näytteen koostumukselle ja laadulle kuin ihmisten näytteille, mutta eläinlajikohtaisia vaikutuksia ei ole vielä perinpohjaisesti tutkittu. Siksi preanalyttisten tekijöiden arviointi jää vielä suurelta osin tulosten tulkitsijalle. (Kinnunen 2017.)

Vakioidut näytteenotto-olosuhteet ovat ratkaisevassa asemassa tulosten luotettavuuteen. Olennaisia osia olosuhteiden vakioinnissa on omistajan oikea ohjeistaminen ja eläimen valmistelu näytteenottoon. Usein ajanvaraushetkellä ei ole tietoa, otetaanko eläimestä verinäytteitä vai ei. Eläinlääkäriase-  
man linjaukset on siksi sovittava yhtenäisiksi. On hyvä sopia esimerkiksi tietynlaiset omistajille annettavat ohjeistukset eläimen ravinnosta pitoon eli paastoon ja mahdollisten lääkkeiden antoon tai antamatta jättämiseen ennen vastaanotolle tuloa. (Kinnunen 2017.)

Näytteenottajan tulee noudattaa hyvää aseptiikkaa. Aseptiikalla tarkoitetaan kaikkia toimenpiteitä ja toimintatapoja, joilla pyritään ennaltaehkäisemään infektioiden syntyä ja mikrobin kulkeutumista

potilaaseen, hoitohenkilöstöön, hoitovälineistöön ja ympäristöön. Aseptinen omatunto tarkoittaa hoitotyön ammattilaisen omaksumaa sisäistettyä toimintatapaa, jossa lääkäri tai hoitaja toimii aina aseptisen työjärjestyksen ja steriilien periaatteiden mukaisesti. Aseptisellä työjärjestyksellä tarkoitetaan hoitotyön toteuttamista aina puhtaasta likaiseen mikrobien levittämisen ehkäisemiseksi. Aseptiset toimintatavat toteutuvat riippumatta muiden työntekijöiden tai esimiesten valvontaa ja työtapoja kehitetään aina viimeisimpiin tutkittuun tietoon perustuvien käytäntöjen mukaisesti. Hyvä henkilökohtainen hygienia, etenkin käsihygienia, on tärkeä osa hyvän aseptiikan toteutumista. (Karhumäki ym. 2016, 64–66.) Huono aseptiikka voi aiheuttaa infektioiden lisäksi näytteisiin kontaminaatioita, jotka voivat häiritä analyysituloksia ja näin ollen heikentää laboratoriotulosten luotettavuutta.

## 2.1 Valmistautuminen ja esivalmistelu

Yleensä koiria ja kissoja tulee paastottaa, eli pitää ravinnotta, useita tunteja ennen näytteenottoa. (Kinnunen 2017). Pentujen kanssa tulee käyttää harkintaa. Joitakin eläinlajeja ei saa paastoteta lainkaan. Lajikohtaisia ohjeistuksia käsitellään tässä opinnäytetyössä myöhemmin. Eläimillä esiintyy verinäytteissä usein lipemiaa, eli runsasta rasva-aineiden (lipidien) määrää veressä. Syy on yleensä eläimen saamassa ravinnossa, mutta myös tietyt lääkkeet ja esimerkiksi diabetes voivat lisätä rasva-aineiden määrää veressä. Ruokapaasto ennen näytteenottoa ehkäisee tehokkaasti lipemiaa. Ennen näytteenottoa nautittu ateria voi myös nostaa veren glukoosiarvoja ja toisaalta alentaa muita arvoja. Vettä on kuitenkin hyvä tarjota paaston aikana eläimen kuivumisen estämiseksi. Kuivuminen voi vääristää verestä saatavia tuloksia. (Kinnunen 2017.)

Eläimen fyysistä ja henkistä rasitusta tulisi välttää ennen näytteenottoa. Eläin tulisi pitää rauhallisena ja fyysinen rasitus mahdollisimman maltillisena. Poikkeuksena ovat tilanteet, joissa halutaan nimenomaan tutkia rasitusarvoja. Fyysinen rasitus ennen näytteenottoa voi vaikuttaa saataviin tuloksiin sekä lyhyt- että pitkäaikaisesti. Lyhytkestoinen vaikutus näkyy liikunnan jälkeen tuloksissa noin tunnin ja laskee sitten nopeasti normaalille tasolle. Pitkäkestoinen liikunta voi näkyä hitaina reaktioina eläimen hormoni- ja entsyymipitoisuuksissa. Eläimen fyysisen rasittumisen estäminen voi kuitenkin olla vaikeaa ennen näytteenottoa ja jopa sen aikana. Koirilla ja kissoilla esiintyvä stressi näytteenottotilanteissa voi nostaa veren glukoosipitoisuutta. Kiihtymisen tai pelon laukaisema adrenaliinivaikutus tai stressistä aiheutuva kortisolierityksen lisääntyminen voivat aiheuttaa fysiologista leukosytoosia. Leukosytoosi tarkoittaa runsasta valkosolujen määrää veressä. Siksi rauhallinen ja stressitön näytteenottotilanne on tavoittelemisen arvoinen. (Kinnunen 2017.)

Tavallisesti paras aika näytteenotolle on aamu, jolloin vuorokausivaihtelu eri arvoille on vähäisintä. Jotkut tutkimukset ovat herkempiä vuorokausivaihtelulle kuin toiset. Vuorokausivaihteluun voivat vaikuttaa mm. fyysinen aktiivisuus, kehon asento, stressi, uni-valvetila ja valon määrän vaihtelu. Eläinlajien välillä esiintyy suurta vaihtelua vuorokausirytmisissä, sillä esimerkiksi hamsterit ovat yöaktiivisiä ja koirat taas tyypillisesti päiväaktiivisiä. Monet lääkeaineet voivat myös vaikuttaa tutkimustuloksiin, mikä tulee huomioida näytteenottopäivänä. Lääkeainepitoisuuksia määrittäessä tulee lääkkeenantoajankohta vakioida näytteenottoajankohdan kanssa ajallisesti oikein. (Kinnunen 2017.)

Eläimen tullessa näytteenottoon se tulee tunnistaa. Tunnistamismenetelmistä tavallisempia ovat eläimeen asetettu mikrosiru tai tatuoitu numero- ja kirjainsarja esimerkiksi korvanlehdessä. Tunnistamisen tärkeys on korostunut, sillä eläimillä on yhä useammin erilaisia vakuutuksia. Erilaiset laji- ja rotukohtaiset jalostustarkastukset ovat myös lisääntyneet, joiden tulokset lähetetään rotu- ja kasvattajyhdistyksille. Eläinten kanssa kilpaillaan ja dopingtestit ovat arkipäivää. Luotettava tunnistaminen on edellä mainittujen tutkimusten kannalta välttämätöntä. Eläimillä on olemassa myös erilaisia rekisteritodistuksia, passeja ja terveyskortteja, joita voidaan käyttää tunnistamisen apuna. (Kinnunen 2017.)

## 2.2 Verinäytteet

Verinäytteiden analysointi on tavallinen tapa saada tietoa elimistön biokemiallisista ja fysikaalisista tapahtumista. Verinäytteitä voidaan käyttää mm. sairauksien diagnostiikassa, yleiskunnon seurannassa, kiima- ja tiineysseurannassa sekä DNA-määrittämisissä. Verinäytteistä voidaan myös tehdä hematologisia tutkimuksia, esimerkiksi määrittää ja laskea veren eri soluja. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 299–300.) Eläimen kokonaisverimäärän voidaan arvioida olevan 6–8 prosenttia sen elopainosta. (Lassila, Eriksson, Hirsjärvi, Mai & Sjöberg 2018, 190). 6–8 prosentin voidaan arvioida olevan noin 60–80 ml/kg, jolloin esimerkiksi 20 kilogrammaa painavalla eläimellä voidaan olettaa olevan kehossaan noin 1,5 litraa verta. Eläinten verinäytteet otetaan laskimoista. Lähes kaikki lähellä ihon pintaa kulkevat suonet ovat laskimoita. Eläimiltä ei oteta rutiininomaisesti verinäytteitä valtimoista. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 171–175.) Valtimon erottaa tunnusteltaessa laskimosta kimmoisamman ja paksumman seinämän ja sille ominaisen sykkeen perusteella (Karhumäki ym. 2016, 214). Terveeltä eläimeltä voidaan ottaa kerralla enintään 10 prosenttia koko verimäärästä, mutta luonnollisesti näytettä kerätään vain analysointiin tarvittava määrä. Etenkin pienten eläinten verinäytteistä saatava hyöty täytyy aina suhteuttaa eläimen kokemaan stressiin ja mahdolliseen sedaatioon, eli lääkkeelliseen rauhoittamiseen, liittyviin riskeihin. (Lassila, ym. 2018, 190.)

Veri muodostuu verisoluista ja veriplasmasta. Laskimoverestä tehtäviin tutkimuksiin käytetään kokoverta (B), plasmaa (P) tai seerumia (S). Verinäytteet kerätään laboratorioanalyysia varten kehitettyihin näyteputkiin ja putki valitaan sen mukaan, mitä kyseisestä näytteestä halutaan tutkia. (Karhumäki ym. 2016, 210–211.) Mikäli tutkimukseen tarvitaan hyytymätöntä verta, valitaan antikoagulanttia eli hyytymisenestoainetta sisältävä putki. Antikoagulantteja ovat esimerkiksi etyleenidiamiinitetraetikkahappo ja litiumhepariini. Etyleenidiamiinitetraetikkahappo lyhennetään usein EDTA:ksi. EDTA:n natriumsuola estää tehokkaasti veren hyytymistä. Hematologisiin, eli veren soluja tutkiviin tutkimuksiin käytetään tavallisesti EDTA-verta, sillä solujen värjäytyvyys ja muoto säilyvät siinä hyvinä. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 300.) Lintujen ja matelijoiden punasolut kuitenkin hajoavat, eli hemolysoituvat, helposti EDTA:n vaikutuksesta. Niiltä ei siksi kannata kerätä verinäytteitä lainkaan EDTA-putkiin (Kinnunen 2017). Eläimistä kerättävät näytemäärät ovat tavallisesti pieniä, joten näytteenotossa on suositeltavaa käyttää pienille näytemäärille suunniteltuja mikroputkia. Näyte-antikoagulantti -suhde saadaan tällöin oikeaksi.

Kun tutkimukseen tarvitaan veren seeruminäyte, käytetään näytteenotossa lisäaineetonta putkea tai vaihtoehtoisesti putkea, jonka seinämään on sumutettu hyytymisaktivaattoria. Seerumi on veren

nestemäinen osa, josta puuttuvat veren solut, kuten puna- ja valkosolut. Kokoveren annetaan hyytyä putkessa seisottamalla putkea vähintään puoli tuntia. Sen jälkeen näyte sentrifugoidaan voimakkaasti, jotta verisolut saadaan erottumaan seerumista. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 300; Karhumäki ym. 2016, 211.) Se tapahtuu sentrifugilla, joka on keskipakovoimaa hyödyntävä näyteputkia pyörittävä laite. Sentrifugi pyörittää valitulla kierrosnopeudella ja aikavälillä näyteputkia siten, että eritheyksiset osat putken sisällöstä asettuvat eri tasoille. Raskaimmat osat, eli punasolut ja verihiutalet, asettuvat putken pohjalle. Niiden päälle jää hädin tuskin erottuva valkosolumassa ja pinnalle jää veren, tavallisesti kirkkaankeltainen, nestemäinen osa eli seerumi. Seerumi erotellaan tämän jälkeen erilliseen putkeen. (Solunetti 2006; Karhumäki ym. 2016, 211; Kinnunen 2017.)

Joihinkin tutkimuksiin tarvitaan veren seerumin sijasta veren plasmaa. Plasma eroaa seerumista siten, että plasmassa fibrinogeenit (hyytymistekijät) ovat tallella, kun taas seerumissa niitä ei enää ole. Seerumin hyytymistekijät kuluvat ja häviävät veren hyytyessä veriputken seisotuksessa ennen sentrifugointia. Plasmaa tarvittaessa veren hyytyminen saadaan estettyä keräämällä veri litiumhepariiniputkeen. (Karhumäki ym. 2016, 211.)

### 2.3 Eläinten verinäytteenotto

Verinäytteenotossa näyte on tärkeää saada kerättyä mahdollisimman puhtaasti. Ihannetilanteessa veri saa virrata vapaasti näyteputkeen ilman häiriötekijöitä. (Eclinpath 2020.) Näytteenottokohdasta voi olla tarpeellista ajella karvoja, mikäli verinäyte halutaan saada mahdollisimman aseptisesti, eli mahdollisimman vähän bakteereja, taudinaiheuttajia ja muita epäpuhtauksia sisältäväksi. Etenkin näyttelyeläinten karvojen ajo voi olla kuitenkin ongelmallista. Tuuhea- ja pitkäkarvaisilla eläimillä näytteenottokohdan kastelu ihon desinfiointiin tarkoitetulla desinfiointiaineella silottaa karvat eläimen ihoa vasten, jolloin suonen tuntee ja näkee paremmin. Desinfiointiaine voi kuitenkin liuottaa karvoista epäpuhtauksia, jotka voivat pistettäessä kulkeutua neulan mukana ihon läpi. Mikäli suonen löytyminen on haastavaa, karvojen ajo voi kuitenkin helpottaa merkittävästi. Näytteenottoa paikka joka tapauksessa puhdistetaan huolellisesti näkyvästä liasta ja desinfioidaan asianmukaisella desinfiointiaineella. Desinfiointiaineen täytyy antaa kuivua ennen pistoa, sillä desinfiointiaineen alkoholi voi joutuessaan kosketuksiin verinäytteen kanssa vahingoittaa näytteen soluja. (Kinnunen 2017.)

Verinäytteitä otettaessa noudatetaan putkijärjestystä, jonka tarkoituksena on estää teoreettinen mahdollisuus putkien lisäaineiden siirtymiselle putkesta toiseen (Karhumäki ym. 2016, 213; Oikarinen 2018). Järjestys on veriviljely, hukkaputki, hyytymis- eli sitraattiputki, seerumiputki, geelillinen seerumiputki, litium-hepariiniputki, EDTA-putket ja viimeisenä sitraattifluoridiputket (Karhumäki ym. 2016, 213; Oikarinen 2018; Rinne, Särkiniemi & Toivanen 2019). Veriviljely otetaan aina ensimmäisenä kontaminaatioiden minimoimiseksi, mutta niitä otetaan eläinklinikoilla harvoin. Hyytymistutkimukset sen sijaan ovat yleisempiä. Hyytymisputket otetaan ensin, koska hyytymisjärjestelmän aktivoitumisesta aiheutuvat muutokset elimistössä voivat vaikuttaa tutkimustuloksiin (Oikarinen 2018). Veriputkia tulee käänneellä muutamia kertoja rauhallisesti ylös ja alas näytteenoton jälkeen, jotta putkessa olevat mahdolliset säilöntäaineet sekoittuvat kunnolla näytteeseen. Putkia ei saa ravistaa. (Oikarinen 2018.) Eri putkille on olemassa omat suosituksensa käntökertojen määrille. Sekoittajaa voi myös käyttää.

Verinäytteenotto sedaatiassa on useissa tapauksessa eläimelle stressittömämpi ja turvallisempi vaihtoehto kuin kiinnipito. Näytteet saadaan yleensä myös helpommin ja rimpuilun seurauksena syntyvien pehmytkudosvaurioiden riski pienenee. (Lassila ym. 2018, 190.) Näytteenottoneulojen koko ilmoitetaan gaugeina (G), joka kertoo neulan halkaisijan. Mitä pienempi neula, sitä isompi G-luku. Pienin suositeltu neulakoko eläimille on 21 G. (Triolab 2017, 3.) Pienimmiltä eläinlajeilta verinäytteen ottaminen on yleensä vaikeaa ja siksi niitä otetaan harvoin käytännön hoitotyössä (Lassila ym. 2018, 190).

Näytteenottopaikka on syytä valita huolella. On tärkeää huomata, että eri eläinlajeilla näytteenottopaikat voivat erota toisistaan. Käsittelen tätä tarkemmin myöhemmin työssäni. Verinäytettä ei tule ottaa raajasta, johon on menossa suonensisäinen infuusio, eikä mustelmaiselta, tulehtuneelta, turvonneelta tai arpiselta alueelta (Oikarinen 2018). Kiristyssidettä, jota kutsutaan myös staassiksi, käyttämällä verenkierro saadaan hidastumaan, jolloin suonet tulevat paremmin näkyviin. Kiristyssidettä tulee käyttää vain tarvittaessa ja lyhytaikaisesti suonen etsimiseksi. Kiristyssidettä saa pitää kiristettynä raajassa enintään minuutin kerrallaan ja mikäli kiristys täytyy suorittaa uudelleen, on odotettava vähintään kaksi minuuttia viime kerrasta. Kiristyside asetetaan noin 7–10 senttimetriä suunnitellun pistokohdan yläpuolelle. (Oikarinen 2018.) Sidettä kiristettäessä on varottava ihon ja karvojen joutumista lukon väliin. Kiristyside löysätään heti kun veri alkaa virrata putkeen tai viimeistään minuutin kuluttua, mikäli suonta ei löydy. Pitkäaikainen kiristysiteen käyttö voi aiheuttaa molekyylien konsentroitumista, mikä voi virheellisesti nostaa näytteestä tehtävien tutkimuksien tuloksia. (Nordlab 2019.)

### **Verinäytteenottotekniikat**

Verinäytteenottotekniikoita on useita. Laskimoverinäytteenotossa käytetään yleisimmin avotekniikkaa tai vakuumitekniikkaa. Avotekniikassa käytetään suojakäsineitä ja holkittomia neuloja. Staasia voidaan käyttää apuna suonen löytämiseksi. Näytteenotto tapahtuu kiinnittämällä toisen käden peukalolla kevyesti painaen valittu laskimo paikoilleen samalla kun toisella kädellä tehdään avoneulalla laskimopunktio. (Karhumäki ym. 2016, 215–217.) Avonäytteenotto kestää kauemmin kuin vakuuminäytteenotto, joten neulan halkaisijan on oltava suurempi. Suurempi neulan koko ehkäisee näytteen hyytymistä neulaan. Eläimillä käytetyt yleisimmät neulankoot avonäytteenotossa ovat 18 G, 19 G ja 20 G (Triolab 2017, 5). Verenpaineen vaikutuksesta veri valuu tipoittain neulan läpi ja tipat kerätään suoraan valmiiksi avattuun putkeen. Putki suljetaan välittömästi näytteenoton jälkeen ja sitä käännellään muutaman kerran. (Karhumäki 2016, 215–217.) Putki ja näyte eivät ole avoimessa menetelmässä täysin aseptisiä ja putken täyttöasteen saaminen oikeaksi voi olla haastavaa. Näytettä ei saa siirtää putkesta toiseen täyttöasteen saamiseksi oikeaksi (Oikarinen 2018).

Avonäytteenottoa suositetaan eläinklinikoilla eläinten pienikokoisten verisuonien ja pienien näytemäärien vuoksi. Isommilla eläimillä voidaan käyttää myös suljettua menetelmää, eli vakuumitekniikkaa. Vakuumitekniikalla tarkoitetaan verinäytteenottoa käyttäen vakuumi-, eli alipaineistuttaja putkia. Vakuumitekniikassa käytettävä neula on kaksipäinen. Neulan toinen pää on suojattu sukaksi kutsutulla lateksisuojalla. Neulan sukkapuolella on usein myös valmiina muovinen holkki, joka toimii näytteenottajan suojana ja hyvänä kädensijana. Neula pistetään suoneen, jonka jälkeen sen sukalliseen pää-

hän työnnetään vakuumputki. Sukka nousee putken tieltä ylöspäin ja sen alla sijaitseva neula puhkaisee näyteputken kumikorkin. Putken alipaineen vaikutuksesta veri imeytyy neulan läpi putkeen. Putkessa on vakiopaine, joka imee putkeen tarkasti määrämittain verta (Karhumäki ym. 2016, 212). Mikäli putki ei kuitenkaan täyty kokonaan, mutta verta on riittävästi analysointia varten, putki ilmaantaa avaamalla sen korkki. Putkeen jäävä alipaine ei täten riko eli hemolysoi soluja. (Triolab 2017, 6.) Näytteenotossa suositellaan käytettäväksi turvaneulaa, jossa on neulanpidike eli holkki ja neulan suojaosa valmiina. Neulan suojaosa pannaan välittömästi näytteenoton jälkeen neulan päälle. Näin riski näytteenottajan neulanpistotapaturmalle pienenee. (Karhumäki ym. 2016, 214.) Vakuuminenettelmällä vältetään kontaktia verinäytteeseen, mikä suojaa näytettä kontaminaatioilta ja näytteenottajaa verikontaktilta.

Vakuuminäytteenotossa voidaan käyttää myös siipineulaa. Siipineulan koko on tavallisesti 21 G ja nimensä mukaisesti sillä on siipiä muistuttavat kiinnikkeet kannassaan. Kannan ja kiinnitysholkin välissä on pitkä muoviletku. Siipineulan etuja ovat siipien mahdollistama loiva pistokulma ja letkun antama liikkumavara. Letkun ansiosta potilaan mahdollinen liikehdintä ei häiritse näytteenottoa läheskään niin paljon, kuin esimerkiksi avonäytteenotossa. Siipineula sopii etenkin pintasuonien näytteenottoon. Sitä käyttäessä tulee kuitenkin huomioida, että ensimmäiseen putkeen tulee aina letkun tilavuuden verran ilmaa, mikä tulee huomioida putkijärjestyksessä (Triolab 2017, 7.) Ensimmäiseksi putkeksi kannattaakin valita hukkaputki, joka irrotetaan heti kun ensimmäiset veripisarot saavuttavat putken.

Neulan poiston jälkeen pistokohdan päälle kiinnitetään teipillä tai vaihtoehtoisesti sidotaan sideharsolla kuiva puhdistuslappu (Karhumäki ym. 2016, 216). Verinäytteenoton jälkeen suonta on painettava umpeen verenvuodon tyrehtyttämiseksi ja hematooman, eli verenpurkauman syntymisen ehkäisemiseksi (Lassila ym. 2018, 190). Mustelma on laskimonäytteenoton yleisin komplikaatio. Se voi syntyä näytteenottohetkellä, jos neula lävistää suonen tai neulan kärki ei ole kokonaan suonessa. (Karhumäki ym. 2016, 219.) Mustelma on ihmisille ja isoille eläimille vaaraton, mutta esimerkiksi käärmeille se voi olla henkeä uhkaava. Putket tulee merkitä välittömästi näytteenoton jälkeen näytteiden sekoittumisen välttämiseksi. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 300; Kinnunen 2017; Dunder 2017).

### **Verinäytteiden tavallisimmat virhelähteet analysoinnissa**

Verinäytteiden tavallisimpia virhelähteitä ovat näytteen hemolyysi, ikteerisyys ja lipeemisyys. Hemolyysi aiheutuu veren punasolujen hajoamisesta, mikä värjää näytteen seerumin tai plasman punaiseksi. Hemolyysi aiheutuu yleensä liiallisesta staasin käytöstä tai näyteputkien ravistamisesta. Ikteerisyydellä tarkoitetaan näytteen seerumin tai plasman vihertävän keltaista väriä, joka johtuu kohonneesta bilirubiinin määrästä näytteessä. Bilirubiinia muodostuu punasolujen hajotessa aineenvaihduntatuotteena. Lipemia tarkoittaa rasva-aineiden eli lipidien runsasta määrää näytteessä ja se aiheuttaa seerumin tai plasman samean, joskus jopa maitomaisen koostumuksen. Lipemiaa saadaan tehokkaasti ehkäistyä potilaan ruokapaastolla ennen näytteenottoa. (Triolab 2017, 10.)

## 2.4 Lainsäädäntö

Eläinsuojelulain mukaan eläimille ei saa tuottaa tarpeetonta kipua tai kärsimystä. *”Leikkaus tai muu siihen verrattava kipua aiheuttava toimenpide saadaan eläimelle suorittaa vain, jos se on eläimen sairauden tai muun siihen verrattavan syyn vuoksi tarpeellista. Toimenpiteen saa suorittaa vain eläinlääkäri. Jos toimenpiteestä aiheutuva kipu on lievää ja hetkellistä tai toimenpide ei siedä viivytystä, saa toimenpiteen kuitenkin tehdä myös muu henkilö kuin eläinlääkäri.”* (Eläinsuojelulaki 4.4.1996/247, 7 §.) *”Verinäytteenotto teknisenä toimenpiteenä ei ole eläinsuojelullisesti täysin riskitön toimenpide, ja vaatii tekniikan ja välineiden tuntemusta. Tämän perusteella verinäytteen ottaa vain siihen asianmukaisen koulutuksen saanut henkilö. Jos verinäyte otetaan osana kliinistä tutkimusta, olisi verinäyte otettava eläinlääkärikoulutuksen saaneen henkilön valvonnassa, koska näytteenotto voi vaikuttaa tutkimustuloksiin ja siten diagnoosiin.”* (Hallituksen esitys Eduskunnalle laiksi eläinlääkäriammattin harjoittamisesta HE30/1999.)

## 2.5 Virtsanäytteet

Virtsanäytteitä tutkitaan epäiltäessä virtsatietulehdusta, mutta virtsatutkimuksia voidaan hyödyntää myös muita sairauksia tutkittaessa. Tutkimuksissa virtsasta etsitään aineita ja partikkeleita, joita ei virtsassa tavallisesti ole. Löydökset voivat olla peräisin esimerkiksi munuaisista, rakosta, virtsaputkesta tai sukupuolielimistä. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 307.) Koirien ja kissojen virtsainfektion oireet muistuttavat pääosin ihmisten oirekuva. Oireita voivat olla esimerkiksi pahanhajuinen ja samea virtsa sekä virtsaamisongelmat. Joskus potilas voi vaikuttaa täysin oireettomalta, sillä eläimet eivät pysty ilmaisemaan tuntemuksiaan samalla tavalla kuin ihmispotilaat. (Ek & Jouhten 2010, 6.)

Virtsanäyte voidaan ottaa katetrasta, vapaasti laskettuna keskisuihkuvirtsasta tai punktiolla vatsan peitteiden läpi eli kystosenteesillä. Yleisin virtsan näytemuoto eläimiltä on, kuten ihmisilläkin, puhtaasti laskettu keskisuihkuvirtsanäyte. Usein omistaja kerää näytteen kotona, mutta näyte voidaan ottaa myös klinikalla. Ensivirtsalla tarkoitetaan virtsasuihkun alkupään virtsaa ja keskisuihkuvirtsalla sen jälkeistä virtsaa. Keskisuihkuvirtsa on edustavampi kuin ensivirtsa, koska ensivirtsa sisältää usein enemmän virtsarakon suun bakteereja (Eskelinen 2016). Keskivirtsassa suurin osa limakalvoeritteistä on ehtinyt huuhtoutua pois ja loppuvirtsan mahdolliset sakat eivät vielä näy näytteessä (Sirkkola & Tauriainen 2013, 308). Näyte tulee kerätä puhtaaseen, mieluiten steriiliin astiaan. Aspinallin (2014, 258) ja Sirkkolan ja Tauriaisen (2013, 307) mukaan omistajat voivat käyttää näyteastian esimerkiksi puhdasta hillopurkkia, muovista astiaa tai kaupallisesti valmistettuja virtsanke-räysastioita. Kissojen virtsanäyte voidaan heidän mukaansa kerätä tyhjistä ja puhtaasta hiekkalaatikosta tai virtsan keräämiseen tarkoitetusta kaupallisesta virtsanke-räysastioista. Kissojen virtsanäyte voidaan heidän mukaansa kerätä tyhjistä ja puhtaasta hiekkalaatikosta tai virtsan keräämiseen tarkoitetusta kaupallisesta virtsanke-räysastioista. Lassila ym. (2018, 192) kertovat myös moniin virtsatesteihin voivan käyttää lattialta ruis-kuun kerättyä virtsanäytettä. On kuitenkin huomioitava, että epäpuhtauksilla ja esimerkiksi tiskiai-nejäämillä näyteastiassa voi olla vaikutuksia näytteiden laatuun ja sen myötä tuloksiin. (Urinalysis; approved guideline 2009, 4–8.) Pesuainejäämät voivat esimerkiksi virtsan liuskatestissä saada aikaan väärän positiivisen proteiineille (Huslab 2019).

Vapaasti laskettu keskivirtsanäyte on edustavin, kun se on ollut rakossa vähintään neljä tuntia ennen näytteenottoa (Karhumäki ym. 2016, 224). Virtsanäytteen keräysmenetelmä on tärkeä tieto

näytettä analysoidessa. Jos näyte on vapaasti laskettu, on oletettavaa, että näytteestä löytyy enemmän partikkeleita, kuin esimerkiksi katetrista otetussa näytteestä. Näyte tulisi tutkia 30 minuutin sisällä näytteenotosta. Mikäli analyysi viivästyy, tulee näyte suojata UV-valolta, sillä se hajottaa esimerkiksi bilirubiinia. (ACVP 2009, 4–5.) Jos näytettä ei saada toimitettua viipymättä laboratorioon, tulee näyte säilyttää jääkaappilämpötilassa. Tällöinkin näyte on toimitettava analysoitavaksi mahdollisimman pian. (Huslab: Keskisuihkuvirtsanäytteen ottaminen 2018.)

## 2.6 Näytteiden käsittely, merkintä, säilytys ja kuljetus

Näytteet täytyy merkitä aina asianmukaisesti ja välittömästi näytteenoton jälkeen näytteiden sekoittumisen välttämiseksi. Jokaiseen näyteastiaan (putkeen, purkkiin, jne.) on merkittävä näytenumero, tilattu tutkimus, potilaan nimi ja henkilötunnus, tilaava hoitoyksikkö, näytteenoton päivämäärä ja kellonaika (Hallikainen, Huotari, Kaila, Kuopus, Natri, Saarni & Säynäjäköske 2015). Tavallisesti eläinlääkäreillä näin tarkat merkinnät eivät ole mahdollisia, mutta näyteastiasta tulisi löytyä vähintään eläimen kutsumanimi, eläimen omistajan sukunimi, näytteenottopäivämäärä ja kellonaika. Eläimen henkilötunnusta voi vastata eläimen nahan alle asennettu mikrosiru tai esimerkiksi korvatatuointi. Tatuoinnit ovat vähentyneet viime vuosina ja nykyisin mikrosiru on suosituin tunnistusmerkintätapa lemmikkieläimillä. Sirun sisältämä koodi ei ole sama kuin eläimen mahdollinen rekisterinumero, vaan se on valmistajan koodaama muuttumaton merkkisarja, joka on tallennettu sirun mukana tuleville taraliuskoille (Suomen Kennelliitto). Taraliuska liitetään eläimen papereihin ja sähköiseen järjestelmään kirjataan sirunumero sekä eläimen että sen omistajan tiedot. Joihinkin virallisiin tutkimuksiin, kuten rabiesvasta-ainetutkimuksiin ja eläimen polveutumistutkimuksia varten mikrosirunumero on tarpeellista merkitä näyteputkeen (Frey 2019).

Näytteen oikea käsittely ja säilytys näytteenoton jälkeen on tärkeää laadukkaan analyysituloksen saamiseksi etenkin silloin, kun näyte lähetetään ulkopuoliseen laboratorioon analysoitavaksi. Mikäli verinäytettä ei voida analysoida 4–6 tunnin kuluttua näytteenotosta, tulee plasma tai seerumi erottaa ja pakastaa. Kokoverta, kuten EDTA-verta, ei pakasteta hemolyyysin vaaran takia. (Kinnunen 2017.) Näytteen pakkaus- ja lähetysohjeet, kuin myös säilytys- ja kuljetusolosuhteet, tulee aina tarvittaessa tarkastaa tutkivan laboratorion omista ohjeista (Karhumäki ym. 2016, 206; Kinnunen 2017). Ohjeet löytyvät laboratorioden omista ohjekirjoista tai nettisivuilta. Laboratorioon voi myös soittaa. Näytteet tulee toimittaa tutkivaan laboratorioon mahdollisimman pian. Mikäli näyte otetaan viikonloppuna tai kuljetusta ei muusta syystä voida heti järjestää, voidaan valtaosaa näytteistä säilyttää jääkaappilämpötilassa (+4 °C). Näytteiden säilytysolosuhteet pitää kuitenkin aina tarkistaa tutkivan laboratorion ohjeista ennen näytteenottoa ja lähettämistä. (Karhumäki ym. 2016, 206–207.)

### 3 PREANALYTIikka ERI ELÄINLAJEILLA

#### 3.1 Koirat

Koiraa (*Canis lupus familiaris*) paastotetaan tavallisesti useita tunteja ennen näytteenottoa näytteen lipeemisyyden ehkäisemiseksi (Kinnunen 2017). Koiran verinäyte otetaan yleensä etujalan alaosaan etu- eli dorsaaliselältä puolelta, *Vena cephalica* -laskimosta. Näyte voidaan ottaa myös takajalan *Vena saphena magna* -laskimosta. Se sijaitsee takaraajan kintereessä kaudaaliossa eli hännän puolella. Kinner vastaa ihmisen nilkaniveltä. Näytteenottokohdasta karvoja ajamalla voi helpottaa suonen löytämistä. Tarvittaessa koiralle voi laittaa kuonokopan kliinikkaelinhuoltajan ja eläinlääkärin suojaamiseksi puremilta. Näytteenottoa steriloidaan alkoholipitoisella desinfiointiaineella ennen pistoa ja annetaan kuivua. Etujalkaa pidetään ojennettuna ja suoni staassataan eli ”nostetaan” kiristyksellä tai sormella painamalla näytteenottokohdan yläpuolelta. Neula vietään suoneen suonen suuntaisesti. Heti kun veri alkaa virrata putkeen, kiristyksiä avataan tai suoni vapautetaan. Näytteenoton jälkeen pistokohtaa painetaan kevyesti 30 sekuntia. Tämä ehkäisee mustelman muodostumista pistokohtaan. (Aspinall 2014, 10–12.)

Stressi ja fyysinen rasitus ennen näytteenottotilannetta ja sen aikana voivat nostaa koiran veren glukoosiarvoja. Myös erityisen vilkkaan ja innokkaan koiran glukoosiarvot voivat olla koholla. Koiran kiihtymyksen aiheuttama adrenaliinivaikutus tai stressiä seuraava kortisolipitoisuuden nousu voivat aiheuttaa myös leukosytoosia eli runsasta valkosolujen määrää veressä. Rauhallinen ja mahdollisimman stressitön näytteenottotilanne lisäävät tulosten luotettavuutta. (Kinnunen 2017.) Koiran kokonaisverimäärän voidaan laskea olevan n. 60–80 ml/kg. Tällöin esimerkiksi noin 20 kilogrammaa painavalla koiralla on kehossaan noin 1,5 litraa verta. (Sirkkola & Tauriainen 2013, 175.) Koirasta voidaan ottaa kerralla korkeintaan prosentin verran verta sen koko verimäärästä. (University of Minnesota 2020.)

Virtsanäyte voidaan ottaa koirilta katetrilla, vapaasti laskettuna keskisuihkuvirtsasta tai vatsan peitteiden läpi punktiolla. Yleisin virtsanäytemuoto koirilta on omistajan keräämä vapaasti laskettu näyte. Keskisuihkuvirtsasta on ensivirtsaa edustavampi, sillä ensivirtsasta sisältää usein keskisuihkuvirtsasta enemmän virtsaputken suun bakteereja. Näyte tulee kerätä puhtaaseen, mieluiten steriiliin astiaan. (Aspinall 2014, 258.) Virtsanäyte saadaan puhtaammin, kun narttukoiran vulvan alue, tai vastaavasti uroskoiran penis ja esinahka puhdistetaan huolellisesti ennen virtsanäytteenottoa.

#### 3.2 Kissat

Ennen näytteenottoa kissan (*Felis catus*) olisi hyvä olla useiden tuntien ruokapaastolla verinäytteen lipemien ehkäisemiseksi. Eläinlääkäriasemat ja näytteenottotilanteet aiheuttavat kissoille usein merkittävää stressiä. Stressi aiheuttaa kissan veren glukoositasoa nousua, mikä tulee ottaa huomioon verinäytettä analysoidessa. Kissan kiihtymisen seurauksena syntyvä adrenaliinivaikutus ja stressin aiheuttava kortisolipitoisuuden nousu voivat aiheuttaa leukosytoosia eli runsasta valkosolujen määrää veressä. Kissoilla pelko voi aiheuttaa myös neutrofiliaa, eli suurta neutrofiilien määrää veressä. Neutrofiili on yksi veressä esiintyvistä valkosolutyypeistä. Rauhallinen ja mahdollisimman vähän stressiä aiheuttava näytteenottotilanne parantavat verestä saatavien tutkimustulosten luotettavuutta. (Kinnunen 2017.)

Kissojen verinäytteenotto tapahtuu samantyyppisesti kuin koirien näytteenotto. Tyypillisin verinäytteenottokohta kissoilla on etujalan alaosan etupuolella, eli dorsaaliosalla puolella sijaitseva *Vena cephalica* -laskimo. Näyte voidaan ottaa myös takajalan kintereen *Vena saphena magna* -laskimosta kaudaaliosassa suunnassa eli hännän puolella. Kinner vastaa ihmisen nilkkaniveltä. Näytteenottokohdasta voidaan ajaa karvaa ennen näytteenottoa suonen löytymisen helpottamiseksi. Tarvittaessa kissalle voi laittaa kissoille tarkoitetun kuonokopan eläintenhoitajan ja eläinlääkärin suojaamiseksi puremilta. Jos kissa yrittää vastustella näytteenottoa raapimalla, voi kissan kääriä puhtaaseen pyyhkeeseen ja jättää näkyviin vain pään ja raajan, josta näyte otetaan. Näytteenottoa ennen näytteenottokohta puhdistetaan alkoholipitoisella desinfiointiaineella. Raajaa pidetään ojennettuna ja suoni staassataan joko kiristysiteellä tai sormella. Heti kun veri alkaa kulkea putkeen, kiristysite avataan ja suoni vapautetaan. Näytteenoton jälkeen pistokohtaa tulee painaa kevyesti 30 sekuntia. Tällä ehkäistään mustelman muodostumista pistokohtaan. (Aspinall 2014, 20–23.) Kissan kokonaisverimäärän voidaan laskea olevan noin 60–80 ml/kg (Sirkkola & Tauriainen 2013, 175). Tällöin esimerkiksi kolme kilogrammaa painavan kissan kokonaisverimäärä on noin 200 millilitraa. Kissalta saa kerätä kerralla enintään 20 millilitraa verta (Wolfensohn & Lloyd 2003).

Kissojen virtsanäyte voidaan kerätä tyhjistä ja puhtaasta hiekkalaatikosta tai virtsan keräämiseen tarkoitetusta kaupallisesta virtsankeräämiseen tarkoitetusta kissanhiekasta (Aspinall 2014, 258). Kaupalliset virtsankeräyshiekat ovat nestettä hylkiviä. Virtsa jää hiekan pinnalle, josta sen voi pipetoida puhtaaseen, mieluiten steriiliin näyteastiaan. Rakkopunktio on varteenotettava vaihtoehto puhtaan näytteen saamiseksi.

### 3.3 Kanit

Kaneja (*Oryctolagus cuniculus domesticus*) ei saa paastottaa, koska paastoaminen voi häiritä kasvin-syöjän suoliston herkkää mikrobitasapainoa. Kanin kuljetuslaatikkoon olisi hyvä varata heinää kanille syötäväksi. (Lassila ym. 2018, 27.) Kania on hyvä tarkkailla hetki kuljetuslaatikossa ennen näytteenottoa. Huomiota tulee kiinnittää erityisesti kanin hengitykseen ja vireystilaan (Lassila ym. 2018, 27). Mikäli kani vaikuttaa aggressiiviselta, tulee näytteenottoon pyytää apua.

Tavallisesti kanit ovat kilttejä, rauhallisia ja hiljaisia lemmikkejä, jotka purevat ja raapivat harvoin (Lassila ym. 2018, 27). Kanit ovat kuitenkin stressiherkkiä saaliseläimiä, joten niitä käsitellessä on noudatettava erityistä varovaisuutta. Stressi voi aiheuttaa kanille jopa hengityksen lamaantumisen tai sydämenpysähdyksen. (Aspinall 2014, 289.) Käsitelyn tulee olla hellää, rauhallista ja huolellista. Kania voi rauhoitella juttelemalla sille rauhallisesti ja hiljaisella äänellä. Kania lähestytään sen pään takaa. Kanin silmät sijaitsevat sen pään sivuilla, joten se näkee hyvin laajasti sivuille, mutta ei suoraan taakse.

Kanin luusto on suhteellisen heikkoa tekoa eläimen elopainoon suhteutettuna, mutta takajalkojen lihakset ovat suuret ja voimakkaat (Lassila ym. 2018, 27). Käsiteltäessä kanin takapäätä ja takajalat täytyy pitää aina hyvin tuettuna (Aspinall 2014, 289). Jos kani pääsee vapaasti potkimaan pelästyes-sään tai yrittäessään vapautua otteesta, sen takajalat tai selkäranka voi vaurioitua. Selkärankavaurioiden ennuste on usein huono. (Lassila ym. 2018, 27.) Myös kanin kynsiä tulee varoa. Kesyä kania

voi pitää sylissä lähellä pitelijän vartaloa, takapää tuettuna ja takajalat sormien välissä. Toisella kädellä tuetaan kanin rintakehää. (Aspinall 2014, 289.) Kani voi rauhoittua paremmin, jos sen pää on pimeässä tai sen silmät peitetään (Aspinall 2014, 289; Lassila ym. 2018, 27–28). Pyyhe sopii tähän tarkoitukseen hyvin. Vastaan taisteleva kani kannattaa kääriä pyyhkeeseen siten, että sen pää jää näkyviin. Vaikeissa tapauksissa kani otetaan pakko-otteeseen nappaamalla napakasti niskanahasta kiinni tukien samalla toisella kädellä kanin takapäätä. Kania ei koskaan saa nostaa korvista. (Aspinall 2014, 289.)

Kanin iho on poikkeuksellisen ohut ja sen repeytymistä on varottava. Pistopaikan karvojenajossa on noudatettava erityistä varovaisuutta ja käytettävä mahdollisimman pientä leikkuria. (Lassila ym. 2018, 19.) Verinäyte voidaan ottaa kanilta etujalan *Vena cephalica* -laskimosta tai takajalan *Vena saphena* -laskimosta. *Vena saphenan* käyttö aiheuttaa kanille usein vähemmän stressiä, koska kani voi näytteenoton aikana olla luonnollisessa asennossa pöydällä. Kanin pää voidaan myös peittää, eikä pistokohdan puhdistusaine haise suoraan kanin nenään. Isommilta kaneilta verinäytteen voi ottaa myös lateraalista korvasuonesta (*Vena auricularis*), joka kulkee korvan molemmilla puolilla. Korvasuonta käytettäessä on kuitenkin huomioitava mahdollisen hematooman muodostuminen ja sen aiheuttamat komplikaatiot korvalehden verenkiertoon. Kanin verisuonet ovat muutenkin pinnallisia ja hauraita, eivätkä näytteenotossa syntyneet mustelmat ole tavattomia. Kaulan *Vena jugularista* voidaan käyttää, jos verta tarvitaan paljon. Suoni voi olla kuitenkin hankala löytää etenkin ylipainoisilta kaneilta tai ison kaulapussin omaavilta naaraskaneilta. (Lassila ym. 2018, 191–192.)

Suonen päältä voidaan ajella pois karvaa ja näytteenottoa puhdistetaan. Alkoholipitoisen puhdistusaineen käyttöä on vältettävä, sillä kanin suoni voi puhjeta sen käytöstä. Korvasuonta käytettäessä näytteenottoa on hyvä puuduttaa asianmukaisella puudutusaineella ennen pistoa. Puudutus ehkäisee kanin tarvetta ravistaa päätään pistettäessä. Korvasuonen laajentamiseksi käsiteltävän korvan juureen voi asettaa lämpimässä vedessä kastellun pumpulipallon. Korvan staassaamiseksi painetaan korvan alaosa, mikä estää veren palaamisen sydämeen. (Aspinall 2014, 308). Korvasuonelle sopiva neulan koko on 24–27 G. Yhden millilitran ruiskua voi käyttää apuna, mutta tällöin on varottava suonen painumista kasaan aspiroinnin vaikutuksesta. (Lassila ym. 2018, 191.) Näytteenoton jälkeen näytteenottoa painetaan noin 30 sekuntia mustelman muodostumisen ehkäisemiseksi (Aspinall 2014, 295). Kanilta voi kerätä kerrallaan enintään 2,5 millilitraa verta ja aikuisen kanin kokonaisverivolyyymi on 57–65 ml/kg (Aspinall 2014, 294 & 308).

Mikäli kanin virtsasta halutaan tehdä vain liuskatesti, riittää vapaasti laskettu näyte. Omistaja voi kerätä vapaasti lasketun virtsanäytteen esimerkiksi lattialle tulleesta virtsalammikosta ruiskuun. Näin kerätyn näytteen analysoinnissa on kuitenkin huomioitava lattialta näytteeseen siirtyneet mahdolliset kontaminaatiot. Virtsan viljelyä varten tarvitaan puhtaasti laskettu näyte. Tällöin uroskanin penis ja esinahka, tai vastaavasti naaraskanin vulvan alue, puhdistetaan huolellisesti ennen näytteenottoa. Avustaja pitelee kania pystyasennossa rintaansa vasten siten, että kanin selkä on pitelijän rintaa vasten. Tasainen rakon painaminen saa tässä asennossa monet kanit virtsaamaan, jolloin virtsa voidaan laskea suoraan puhtaaseen astiaan. Puhdas näyte saadaan kerättyä myös katetroimalla tai virtsarakon punktiolla eli kystosenteesinä, mutta kanin on oltava tällöin rauhoitettuna. (Lassila ym. 2018, 192.)

### 3.4 Jyrsijät

Suomessa lemmikkinä pidettävät jyrsijät ovat pääosin hyvin pienikokoisia ja niiden suonet ovat hauraita. Siksi verinäytteen saaminen voi olla haastavaa. (Lassila ym. 2018, 192.) Pienten jyrsijöiden aineenvaihdunta on nopeaa, eikä niiden elimistö kestä paastoa. Siksi näytteenottoa varten paastotaminen ei ole suotavaa. Jyrsijöistä ei tule koskaan ottaa enempää kuin 10 prosenttia niiden koko verivolymymista (Aspinall 2014, 306). Kokonaisverimäärä voidaan päätellä eläimen lajin ja painon perusteella. Tiettyihin tutkimuksiin yksi pisara voi riittää, mutta toisinaan analyysiin voidaan tarvita isompia määriä. Veripisarasta voidaan tehdä sivelyvalmiste, josta voidaan tutkia puna- ja valkosoluja.

Pistokohta valmistellaan aseptisesti ja valitaan eläinlajin kokoon suhteutettuna sopivan kokoinen neula. Neulan tulee mahtua valittuun suoneen, muttei saa olla niin pieni, että veren virratessa neulan läpi punasolut vahingoittuivat. Punasolujen vahingoittuminen aiheuttaa hemolyysia, mikä häiritsee monia tutkimuksia. (Aspinall 2014, 306.) Myös hyvälaatuisien hematologisten näytteiden saaminen on pieniltä eläimiltä haastavaa. Putkien vajaatäytyminen ja näytteiden osittainen hyytyminen ovat tavallisia ongelmia. (Kinnunen 2017.) Putken vajaatäytyminen on ongelmallista siksi, että putken sisältämä mahdollinen säilöntäaine on tällöin väärässä suhteessa näytteen määrään nähden. Liian vajaa näyte laimenee liikaa ja liian täysi voi käynnistää hyytymisreaktion putkessa (Nordlab 2016, 5).

Pieniltä jyrsijöiltä voidaan kerätä pieni määrä verta etujalan *Vena cephalica* tai takajalan *Vena saphenosa*. Suuremmat määrät kerätään kaulan *Vena jugularisesta*. Käytettävä neulakoko vaihtelee 24–27 G:n välillä suonen koon mukaan. Tarvittaessa apuna voidaan käyttää yhden millilitran ruiskua, mutta tällöin tulee varoa, ettei aspirointi vedä suonta kasaan. Tarvittaessa eläin voidaan rauhoittaa näytteenottoa varten. (Lassila ym. 2018, 192.)

Pieniltä jyrsijöiltä virtsanäytteiden saaminen on vaikeaa ja monesti käytännössä mahdotonta eläimen pienen koon vuoksi. Pienet jyrsijät voivat käsiteltäessä virtsata alleen, jota voidaan hyödyntää esimerkiksi virtsan ominaispainon mittaamiseen. Virtsan punktio suoraan rakosta, eli kystosenteesinäytteen saaminen, ei ole yleensä vaihtoehto pienellä eläimellä. Lisäksi monille pienimmille eläimille on hyvin vähän, tai ei ollenkaan saatavissa virtsan ominaisuuksiin liittyviä viitearvoja. (Lassila ym. 2018, 191.)

#### **Marsut**

Marsuja (*Cavia porcellus*) ei saa paastottaa, koska paasto voi häiritä kasvinsyöjän suoliston herkkää mikrobitasapainoa. Marsulle on hyvä varata kuljetuslaatikkoon heinää syötäväksi. Vastaanotolla marsua kannattaa seurata hetki ennen kiinniottoa. Huomiota tulee kiinnittää etenkin marsun hengitykseen, liikkumiseen ja vireystilaan. (Lassila ym. 2018, 58.) Marsut tulisi tuoda klinikalle pienessä kannellisessa kuljetuslaatikossa. Marsut ovat arkoja laumaeläimiä, joten mukaan olisi hyvä ottaa myös seuralaimarsu turvaa tuomaan. (Aspinall 2014, 308.)

Marsut ovat yleensä rauhallisia ja helppoja käsitellä. Ne purevat tai raapivat harvoin. Pelästyessään marsu päästelee kimakoita ääniä ja säntäilee ympäriinsä, jolloin turvallinen käsittely on mahdotonta. (Lassila ym. 2018, 58.) Kannellinen ja mielellään myös peitetty kuljetuslaatikko rauhoittaa marsuja

pimeydellään. Avatessa laatikkoa olisi hyvä pitää huoneen valaistus vähäisenä. Hämärä rauhoittaa marsuja, mutta valojen tulee olla kuitenkin riittävät näytteenoton suorittamista varten. (Aspinall 2014, 308.) Marsut ovat saaliseläiminä herkkiä stressille ja niillä on alttius sydämen ja hengityksen lamaantumiselle. Marsuja tuleekin käsitellä hellästi ja turvallisesti. Rauhatonta marsua voi rauhoittaa peittämällä sen silmät. (Lassila ym. 2018, 58.) Marsu nostetaan tukemalla rinnasta ja takapuolesta. Käsitteilyn tulee olla hellää, mutta varmaa. Marsun luusto ja selkäranka ovat sen vatsaonteloon kokoon suhteutettuna melko kevytrakenteisia ja siksi selkärangan vaurioiden ehkäisemiseksi sen takapää täytyy pitää hyvin tuettuna. Marsu nostetaan rintakehän ympäriltä samalla toisella kädellä takapäästä tukien. Tukemalla marsu pitelijän rintaa vasten ja niputtamalla takaraajat takapäästä pitelevän käden sormilla saadaan otteesta napakka. Marsujen heikon pallean ja herkästi salpautuvan hengityksen vuoksi vatsaontelon liiallista puristamista on varottava. (Lassila ym. 2018, 58.) Verinäyte voidaan ottaa etujalan *Vena cephalica* -laskimosta tai takajalan *Vena saphena* -laskimosta. Isompia määriä tarvittaessa voidaan käyttää kaulan *Vena jugularista*. Sopiva neulan koko marsun verisuonille on 24–27 G. (Lassila ym. 2018, 192.) Aikuisen marsun kokonaisverivolyyymi on noin 50–60 millilitraa ja kerralla kerättävä verimäärä saa olla enintään viisi millilitraa (Aspinall 2014, 308).

Marsun virtsan liuskatestiä varten riittää esimerkiksi omistajan keräämä vapaasti laskettu näyte. Se voidaan kerätä esimerkiksi lattialta tai puhtaana häkin pohjalta ruiskulla. Tällöin on kuitenkin huomiotava mahdollisten kontaminaatioiden vaikutus tulosten luotettavuuteen. Mikäli virtsasta on tarkoitus viljellä bakteeriviljely, on näyte saatava puhtaasti. Puhdasta näytettä varten naarasmarsun vulvan alue, tai vastaavasti urosmarsun penis ja esinahka puhdistetaan huolellisesti. Avustaja nostaa marsun rintaansa vasten pystyasentoon marsun selkä itseään vasten. Tässä asennossa marsun saa yleensä virtsaamaan, kun sen rakkoo painetaan tasaisesti. Virtsa kerätään puhtaaseen, mieluiten steriiliin näyteastiaan. (Lassila ym. 2018, 192.)

### **Hamsterit**

Syyrianhamsteri, toiselta nimeltään kultahamsteri (*Mesocricetus auratus*), kuin myös kääpiöhamsterilajit (esim. talvikko [*Phodopus sungorus*]) ovat yöeläimiä ja viettävät valoisan ajan lähinnä nukkuen. Hamsterin tulee antaa herätä ennen käsittelyä, sillä väkisin herättäminen voi aiheuttaa aggressiivisen reaktion. Hamsterin liikkeessa kuljetuslaatikossaan tai häkissään, otetaan se kiinni nappaamalla mahdollisimman paljon niskanahkaa sormien väliin. Omistaja voi myös tehdä tämän, koska hän tuntee hamsterinsa parhaiten ja hamsteri on tottunut tämän käsittelyyn. Hamsterit ovat arvaamattomia ja usein myös aggressiivisia eläimiä. Nappaamalla mahdollisimman paljon niskanahkaa sormien väliin saadaan hamsterin kääntyminen puremaan estettyä. Hamsterit ovat kevyitä ja nostaminen onnistuu yleensä yhdellä kädellä. (Aspinall 2014, 302.) Verinäyte voidaan ottaa hamsterilta etujalan *Vena cephalica* -laskimosta tai takajalan *Vena saphena magna* -laskimosta. Veri voidaan kerätä hepariinia sisältävään hematokriittiputkeen näytteen hyytymisen estämiseksi. Aikuisen hamsterin kokonaisverivolyyymi on noin kahdeksan millilitraa ja verta saa kerätä kerralla enintään puoli millilitraa. (Aspinall 2014, 308.)

## Gerbiilit

Gerbiilit (*Meriones unguiculatus*) ovat todella aktiivisia eläimiä ja hyppivät paljon. Gerbiiliä on hyvä seurata hetki kuljetuslaatikossaan ennen kiinniottoa. Näin nähdään, kuinka gerbiili liikkuu, hengittää ja kuinka aktiivinen se on. (Lassila ym. 2018, 112.) Kesy ja käsittelyyn tottunut gerbiili voidaan nostaa kämmenillä ”kuppiin”. Aran gerbiiliin voi vangita käsien väliin pakenemisen estämiseksi. Pimeys voi väliaikaisesti rauhoittaa gerbiiliä. Toista kättä siirretään rauhallisesti varman otteen saamiseksi gerbiiliin niskanahasta. Niskanahkaa tulee saada sormien väliin riittävästi, jotta gerbiili ei pääse puremaan. Toisella kädellä voidaan pitää hännäntyvestä kiinni. Hännästä ei saa pitää ulompaa kiinni, koska äkkinäinen liike voi saada nahkan repeämään ja jättää jälkeensä paljaan ja kivuliaan hännän. (Aspinall 2014, 300.) Gerbiililtä verinäyte voidaan ottaa etujalan *Vena cephalica* –laskimosta tai takajalan *Vena saphena magna* –laskimosta. Veri voidaan kerätä neulasta hepariinia sisältävään hematokriittiputkeen hyytymisen ehkäisemiseksi. Aikuisen gerbiiliin kokonaisverivolyymi on noin kahdeksan millilitraa ja kerralla saa kerätä enintään puoli millilitraa verta. (Aspinall 2014, 308.)

## Chinchillat

Chinchillojen (*Chinchilla lanigera*) suoliston herkkä mikrobitasapaino voi häiriintyä paastosta, joten niitä ei tule paastottaa ennen näytteenottoa. Chinchillalle tulisi pakata heinää mukaan syötäväksi vastaanotolle. Chinchillaa on hyvä seurata hetki ennen kiinniottoa, jotta saadaan käsitys sen vireystilasta, liikkumisesta ja hengityksestä. (Lassila ym. 2018, 81.) Chinchillat ovat yleensä kesyjä ja verrattain helposti käsiteltäviä eläimiä, mutta nopeita liikkeissään. Chinchilloja ei saa käsitellä kouraisesti, koska ne voivat jopa kuolla stressiin. Käsittelyn tulee olla varovaista, mutta samaan aikaan päättäväistä. (Lassila ym. 2018, 81.)

Chinchilla nostetaan hellästi rintakehän ympäriltä takapäälle toisella kädellä tuettuna. Otteeseen saa tukevuutta tukemalla chinchilla pitelijän rintaa vasten ja niputtamalla takaraajat ja hännäntyven napakasti takapäätä kannattelevan käden sormilla. (Lassila ym. 2018, 81.) Monet yksilöt istuvat hiljaa ja rauhallisesti käsivarrella kevyesti hännäntyvestä kiinni pidettynä. Hermostuneen chinchillan voi nostaa hännäntyvestä tukien toisella kädellä muuta vartaloa. Hännäntyvestä voi nostaa, mutta ei kauempaa hännästä, sillä häntä voi vahingoittaa. Chinchillaa ei tule käsitellä liian rajusti tai napata kiinni turkista, koska turkki voi irrota tupoittain. Tämä on chinchillan luonnollinen puolustusmekanismi, jonka avulla se pyrkii irrottautumaan petoeläimen otteesta. Turkki kasvaa kyllä takaisin, mutta siihen voi kulua kuukausia ja uusi turkki voi olla erisävyinen. (Aspinall 2014, 299.) Rimpuilevan chinchillan voi kääriä pyyhkeeseen (Lassila ym. 2018, 81). Chinchillalta verinäyte voidaan ottaa etujalan *Vena cephalica* –laskimosta tai takajalan *Vena saphena* –laskimosta. Tarvittaessa enemmän näytettä voidaan käyttää kaulan *Vena jugularista*. Sopiva neulan koko on 24–27 G. Yhden millilitran ruiskua voidaan käyttää apuna, kunhan varotaan suonon painumista kasaan aspiroinnin seurauksena. (Lassila ym. 2018, 192.) Aikuisen chinchillan kokonaisverivolyymi on 40–60 millilitraa ja kerralla saa kerätä enintään viisi millilitraa verta (Aspinall 2014, 308).

## Kesyhiiret

Hiirten (*Mus musculus*) temperamenteissa on vaihtelua, mutta yleensä ne yrittävät pelästyessään enemmän paeta kuin puolustautua. Etenkin käsittelyyn tottumattomat hiiret voivat kuitenkin yrittää

purra. Hiirtä on hyvä seurata hetki kuljetuslaatikossaan ennen kiinniottoa, jotta saadaan käsitys sen vireystilasta, liikkumisesta ja hengityksestä. Hiiret ovat nopeita liikkeissään, mikä on huomioitava kiinniotossa ja käsiteltäessä. Hiirtä kannattaa lähestyä selästä päin, ei suoraan yläpuolelta. (Lassila ym. 2018, 97.) Käsitteilyyn tottuneen kesyhiiren voi ottaa kuljetuslaatikosta tai häkistä kämmenelle tai käsivarrelle (Aspinall 2014, 308). Kuljetuslaatikko kannattaa pitää koko ajan lähellä, jotta hiiren saa tarvittaessa nopeasti turvaan. Hiiren ollessa pöydällä on varottava, ettei se pääse hyppäämään tai putoamaan. (Lassila ym. 2018, 97.)

Hiiret ovat niin kevyitä, että käsitteilyyn tottumaton tai arka hiiri voidaan nostaa hännäntyvestä. Kauempaa hännästä ei saa nostaa, koska hännän nahka voi repeytyä. Hiiren voi laskea pyyhkeelle, hihalle tai muulle karkealle alustalle. Hiirtä vedetään varovasti hännäntyvestä taaksepäin, jolloin hiiri nappaa jaloillaan kiinni alustasta. Tällöin otetaan hiiren niskanahkaa mahdollisimman paljon sormien väliin, mikä estää hiiren kääntymisen puremaan. Toisella tai saman käden keskisormen ja nimettömän välissä pidetään hännäntyveä. Hiiren voi nyt nostaa näytteenottoa varten. (Aspinall 2014, 303.) Verinäyte voidaan ottaa hiireltä lateraalisesta häntäsuonesta, etujalan *Vena cephalica* -laskimosta tai takajalan *Vena saphena magna* -laskimosta (Aspinall 2014, 308). Käytettäessä häntäsuonta, häntää tulee lämmittää ennen näytteenottoa suonen laajentamiseksi. Sopiva neula koko hiiren verisuonille on 25–27 G. (Lassila ym. 2018, 193.) Aikuisen hiiren kokonaisverivolyyymi on noin kaksi millilitraa ja verta saa kerätä kerralla enintään 0,25 millilitraa (Aspinall 2014, 308).

### **Kesyrotat**

Kesyrotat (*Rattus norvegicus*) ovat älykkäitä ja kesyjä eläimiä, jotka purevat harvoin ja silloinkin vain pelästyessään tai tuntiessaan kipua (Aspinall 2014, 304). Rottaa on hyvä seurata kuljetuslaatikossaan ennen kiinniottoa. Näin saadaan käsitys, kuinka virkeä rotta on ja kuinka se liikkuu ja hengittää. Rotat voivat olla nopeita liikkeissään, mikä on pidettävä mielessä kiinniotettaessa ja käsiteltäessä. Rottaa ei kannata lähestyä suoraan ylhäältä päin, vaan mieluummin selästä päin. Rottaa pidettäessä pöydällä on valvottava, ettei rotta pääse putoamaan tai hyppäämään. Kuljetuslaatikko on hyvä pitää lähietäisyydellä, jotta rotta voidaan tarvittaessa nostaa sinne turvaan. (Lassila ym. 2018, 97.)

Rotan voi nostaa rintakehän ympäriltä tukien toisella kädellä takapäätä. Rotta tuetaan pitelijän rintaa vasten. Rottaa ei saa koskaan nostaa hännästä. (Lassila ym. 2018, 98.) Käsitteilyyn tottumaton rottaa voi nostaa hännäntyvestä siten, että takapää ei nouse, mutta rotta nappaa etukäpäpäillään kiinni esimerkiksi häkin katosta. Kun rottaa pyrkii venyttämällä eteenpäin, saa siitä otteen rintakehän ympäriltä. Peukalon ja etusormen asetetaan rotan kynnärpäiden taakse ja sen etukäpäpälet ristitään sen leuan alle. Tällöin rotta ei pääse puremaan. Jos rotta pyristelee ennen kunnan otteen saamista, tulee sen antaa hetki levätä esimerkiksi hihan päällä. Rotta rauhoittuu nopeasti ja kiinniottoa voi yrittää uudestaan. Rotat eivät pidä niskanahasta nostamisesta. (Aspinall 2014, 304.) Verinäyte voidaan ottaa rotalta häntäsuonesta, etujalan *Vena cephalica* -laskimosta tai takajalan *Vena saphena magna* -laskimosta. Häntäsuonesta verinäytettä otettaessa häntää tulee lämmittää ennen näytteenottoa suonen laajentamiseksi. Aikuisen rotan kokonaisverivolyyymi on noin 30 millilitraa ja suurin kerralla kerättävä näytemäärä kolme millilitraa. (Aspinall 2014, 308.)

### 3.5 Fretit

Ennen verinäytteenottoa fretin (*Mustela putorius furo*) olisi hyvä olla ruokapaastolla 4–6 tuntia. Yli 4-vuotiasta frettiä, jolla voi olla insulinooma, paastotetaan korkeintaan 3–4 tuntia, jottei veren glukoosipitoisuus pääse laskemaan liian alhaiseksi. (Lassila ym. 2018, 193.) Fretit ovat temperamenteiltaan hyvin erilaisia. Fretit voivat olla kesyjä ja käsiteltäessä rauhallisia, mutta jotkut yksilöt voivat olla jopa aggressiivisia. Fretin on parasta antaa tulla itse ulos kuljetuslaatikostaan, koska käden vieminen laatikkoon voi pelästyttää fretin, johon fretti voi reagoida puremalla. Fretti nostetaan asettamalla toinen käsi sen hartioiden ja kaulan ympärille samalla toisella kädellä takapäätä tukien. Fretin kaula on lihaksikas, joten otteen tulee olla luja, muttei kuitenkaan puristava. Vartalon venyttäminen voi aiheuttaa rimpuilua. Ylävartaloa pitelevän käden peukalo asetetaan fretin leuan alle, etusormi kaulalle ja muut sormet etujalkojen alle. Tällainen ote estää frettiä liikuttamasta päätään ja puremasta. Fretit ovat erittäin notkeita eläimiä, jotka ovat taitavia liikkumaan ahtaissa käytävissä. Ne pääsevät kiemurtelemaan vapaaksi, jos pitäjän ote on liian hellä. Siksi otteen tulee olla luja, muttei kuitenkaan rutistava. Kesyt fretit voivat pysyä rauhallisesti käsivarrella. Mikäli pakko-otetta tarvitaan, tapahtuu se nappaamalla kouraan mahdollisimman paljon fretin niskanahkaa. Tämä estää puremisen ja rauhoittaa eläintä. (Aspinall 2014, 310–311.)

Näyte voidaan ottaa etujalan *Vena cephalicasta* tai takajalan *Vena saphenasta*. Tarvittaessa suurempaa verimäärää voidaan käyttää kaulan *Vena jugularista*. (Lassila ym. 2018, 193.) Näytteenottokohdasta ajetaan tarvittaessa pois karvaa ja pistokohta puhdistetaan aseptisesti. (Aspinall 2014, 313–314.) Sopiva neulakoko on 21–23 G. Verinäytteenotto onnistuu usein niskaotteessa ilman rauhoitusta. Toimenpidettä voidaan helpottaa tarjoamalla fretille *Nutri-plus cat™*-geeliä, jota useimmat fretit eivät voi vastustaa. Fretin huomio saadaan kiinnitettyä herkkuum, jolloin näytteenotto on helpompaa. (Lassila ym. 2018, 193.) Fretti otetaan pakko-otteeseen nappaamalla mahdollisimman paljon niskanahkaa kouraan ja asettamalla fretti pöydälle. Toista etujalkaa ojennetaan eteenpäin. Piteijä asettaa peukalonsa fretin kyynärän taakse staasiksi. (Aspinall 2014, 313–314.)

Frettien virtsarakon seinämä on erittäin ohut, joten sitä on palpoitava varovasti. Fretit monesti virtsaavat, kun niitä pidetään kiinni esimerkiksi verinäytteenottoa varten. Näytteen voi silloin kerätä helposti pöydältä. Tällaisesta vapaasti lasketusta näytteestä voidaan tehdä virtsan liuskatesti, mutta bakteeriviljelyä varten tarvitaan puhdas näyte. Puhdas näyte saadaan kystosenteesillä eli rakkopunktiolla fretin ollessa rauhoitettuna. Kystosenteesin otossa on käytettävä pientä neulaa, jotta rakon pistokohta ei jäisi tihkumaan. Sopiva neulakoko on 25 G. Fretin katetrointi on vaikeaa, minkä vuoksi se tehdään vain pakon edessä. Jos fretti on katetroitu, voi näytteen ottaa suoraan katetrasta. (Lassila ym. 2018, 193.)

### 3.6 Siilit

Afrikkalainen kääpiösiili (*Atelerix albiventris*), jota kutsutaan myös nimillä valkovatsasiili ja nelivarvassiili, on Suomessa yleisin lemmikkinä pidetty siililaji (Lassila ym. 2018, 149). Siili on aina rauhoitettava verinäytteenottoa varten. Siilin olisi hyvä olla ruokapaastolla 4–6 tuntia ennen toimenpidettä. (Lassila ym. 2018, 156–157.) Siilit eivät tavallisesti pure, eivätkä raavi, mutta niiden taipumus kiertyä kerälle vaikeuttaa käsittelyä. Siilit ovat kuitenkin uteliaita ja avautuvat kerältä yleensä nopeasti, kun saavat olla rauhassa tai tutun hajun lähellä. Tuttuja hajuja voivat tarjota esimerkiksi oma

huopa tai omistajan kädet. Siiliä on hyvä tarkkailla hetki kuljetuslaatikossaan ennen kiinniottoa, jotta sen yleisolemusta voidaan tarkastella. Vastaanotolla käsittelyä helpottavat hiljainen ja hämärästi valaistu huone sekä rauhallinen käsittely. (Lassila ym. 2018, 194.)

Kiinnipidossa on hyvä käyttää apuna pyyhettä tai ohuita nahkahansikkaita. Siiliä ei saa aukaista kerältä väkisin, sillä väkisin aukaisusta voi aiheutua siilille vammoja. Siilin saa avautumaan antamalla siilin rauhoittua omassa kuljetuslaatikossaan tai omistajan kämmenillä. Siilin voi saada myös avautumaan silittämällä sen takaselän piikkejä tai roikottamalla pää alaspäin. Siilin kerälle kiertyminen saadaan estettyä, kun avustaja pitää siilistä kiinni molemmilta puolin vatsaa piikkirajan piikittömiltä puolilta. (Lassila ym. 2018, 156–157.) Verinäyte voidaan ottaa joko etujalan *Vena cephalicasta* tai takajalan *Vena saphenasta*. Tarvittaessa enemmän verta, käytetään kaulan *Vena jugularista*. Näytteenotossa käytetään 24–26 G:n neulaa. Siilin kokonaisverimäärän voidaan arvioida olevan 6–8 prosenttia sen elopainosta. Tästä verimäärästä saa kerätä kerralla enintään 10 prosenttia. (Lassila ym. 2018, 190–194.)

### 3.7 Linnut

Yleisimpiä lemmikkilintuja ovat erilaiset papukaijat (*Psittacines spp.*), varpuslinnut (*Passeriformes spp.*) ja kyyhkylinnut (*Columbiformes spp.*) (Lassila ym. 2018, 241). Lintuja ei yleensä tarvitse paastottaa verinäytteenottoa varten, koska nisäkkäistä poiketen linnuilla ei esiinny lipemiaa, eli runsasta rasva-aineiden (lipidien) määrää veressä (Lassila ym. 2018, 299.) Ennen linnun verinäytteenottoa tulee huolehtia, että kaikki ovet ja ikkunat ovat suljettuina linnun karkaamisen varalta. Tuuletin ja muut mahdollisesti vaaralliset laitteet tulee sammuttaa ennen näytteenottoa. Linnun häkissä olevat mahdolliset orret, ruokakupit ja lelut on hyvä poistaa, jotta kiinniotto olisi helpompaa ja nopeampaa ja siten vähemmän stressaavaa linnulle. Valot sammutetaan tai himmennetään mahdollisuuksien mukaan. Suurin osa lemmikkilinnuista on päiväaktiivisia, joten himmeä valo simuloi yötä ja saa linnun rauhoittumaan samalla tavoin kuin yöaikana. (Aspinall 2014, 315.)

Lintua kannattaa tarkkailla hetken vastaanotolla ennen sen pyydystämistä häkistä. Häkki kannattaa asettaa hieman sivummalle, jolloin lintua voi tarkkailla huomaamattomasti kauempaa. Samalla voi vaikka haastatella omistajaa. Saaliseläimenä lintu pyrkii peittelemään oireitaan, joten välinpitämätön asenne voi saada linnun rentoutumaan ja oireet saattavat ilmaantua. (Lassila ym. 2018, 291.) Lintujen pyydystämiseen olisi hyvä olla varattuna taskulamppu, joka tuottaa punaista tai sinistä valosta. Linnut eivät näe hyvin punaisessa tai sinisessä valossa. Lintua tulee lähestyä hitaasti, jottei ilmavirta pelästyä lintua. Lintu voidaan napata nopeasti kaulan ympäriltä tai siipien ja vartalon ympäriltä ikään kuin verkoksi. Nappauksen täytyy olla hellä, varma ja nopea, jotta linnulle aiheutuisi mahdollisimman vähän stressiä. (Aspinall 2014, 315.) Pyydystyksessä voi käyttää apuna paperi- tai kangaspyyhettä. Hansikkaiden käyttö ei ole suositeltavaa, koska ne ovat käytössä kömpelöitä ja voivat aiheuttaa virhearvioita käsittelyn voimakkuuteen. (Lassila ym. 2018, 292.) Liiallisen puristusvoiman käyttö voi vahingoittaa pienen linnun haurasta luustoa. Käsien pitäminen linnun ympärillä niin, että sen siivet ovat supussa, estää lintua räpyttelemästä ja siten loukkaamasta niitä. Tätä pyydystämistapaa voidaan käyttää pienten lintujen, kuten undulaattien, kanarialintujen, agapornisten ja peippojen pyydystämiseen. (Aspinall 2014, 315.)

Isoja lemmikkilintuja, kuten papukaijoja tai kakaduja, käsitellessä tulee huomioida näiden voimakkaat nokat. Isoja lintuja käsiteltäessä on suositeltavaa käyttää vahvoja ja puhtaita hansikkaita. Käden voi naamioida pyyhkeellä ja ajaa sillä lintua hitaasti kohti häkin nurkkaa. Lintu napataan nopeasti kiinni sen kaulasta. Nopealla ja varmalla nappauksella linnulle aiheutuu mahdollisimman vähän stressiä. (Aspinall 2014, 316.) Kiinnipidossa on tärkeää pitää linnun pää hallinnassa. Pyyhe peukalonhangan päällä estää lintua näkemästä sormea. Linnun päästä tartutaan takaapäin niin, että peukalolla ja etusormella otetaan kiinni pään sivuista. Peukaloa ja etusormea liu'utetaan pään myötäisesti kaulalle alaleuan alle. Tässä otteessa lintu ei pääse puremaan, koska sormet estävät pään kääntämisen alaspäin. Pyyhe kääritään löyhästi linnun vartalon ympärille, jolloin lintu ei pääse räpyttämään siipiään. Linnuilla ei ole palleaa, joten rintakehään ei saa tuottaa liikaa painetta. Liika paine rintakehällä voi tukehduttaa linnun. (Lassila ym. 2018, 292.) Isot lemmikkilinnut ovat hyvin älykkäitä ja siksi voi olla parempi, ettei omistaja ole paikalla verinäytteenoton aikana. Lintu voi yhdistää ikävän toimenpiteen omistajaansa, mikä voi vaikeuttaa näin yhteiseloa. (Aspinall 2014, 317.)

Turvallisin näytteenottoaika on oikeanpuoleinen kaulalaskimo, eli *Vena jugularis dexter*. Näyte voidaan ottaa myös siipi- tai jalkasuonesta, mutta ne ovat pienempiä ja vaikeammin hallittavissa. Näiden suonien käsittely aiheuttaa myös usein runsasta verenvuotoa ja isoja verenpurkauksia, koska nisäkkäistä poiketen lintujen kudokset eivät ole elastisia. Kaulalaskimoa käytettäessä lintu pidetään aloillaan esimerkiksi pyyhkeeseen käärittynä ja sen kaula ojennetaan suoraksi. Näytteenottoalue puhdistetaan pienellä määrällä alkoholia. Suoni on usein nähtävissä heti ohuen nahan alta ja se staassataan kaulan tyvestä tukikäden peukalolla tai etusormella. Sopiva neulan koko on 25–27 G ja apuna voidaan käyttää yhden tai kahden millilitran ruiskua. Neula viedään suoneen kaulan puolivälistä ja näyte aspiroidaan varovasti suonta lytistämättä. (Kinnunen 2017; Lassila ym. 2018, 298–299.)

Tärkein siipisuoni on kyynärvarren laskimo *Vena vulnaris medialis*, joka kulkee siiven alapinnalla (Lassila ym. 2018, 298). Lintu asetetaan pehmeälle alustalle selälleen toinen siipi levitettyinä. Mikäli näytteenottaja on oikeakätinen, levitetään oikea siipi ja mikäli vasenkätinen, niin vasen siipi. Höyhenet kastellaan näytteenottokohdasta, jotta suoni näkyisi paremmin. Höyhenten irtoamista on varotettava. Näytteenottoa puhdistetaan aseptisesti. Toisen käden sormilla pidetään siipi levitettyinä ja peukalolla staassataan suoni. Näytteenottokäsi jää vapaaksi pistämiselle. Sopiva neulakoko on 27–23 G. Neulan tulee mahtua suoneen, mutta se ei saa olla niin pieni, että punasolut vahingoittuvat veren virratessa suoneen neulaan. Punasolujen hajoaminen aiheuttaa hemolyyssia, mikä häiritsee monia tutkimuksia. (Aspinall 2014, 320.) Siipisuonta käytettäessä pistokohdan painaminen näytteenoton jälkeen on erityisen tärkeää, sillä siipisuoni voi vuotaa runsaasti ja muodostaa ison verenpurkauksen (Lassila ym. 2018, 299). Jalkasuonista tärkein on säärilaskimo *Vena metatarsalis*, joka kulkee säären sisäpintaa myöten. Sen löytää parhaiten paljaan ihon ja höyhenpeitteen rajalta tai hie-man raajan yläpuolelta. (Lassila ym. 2018, 298.)

Lintujen verinäytteet säilyvät huonosti, joten näytteiden tulokset ovat usein tarkempia paikan päällä analysoituna. Ulkopuolisiin laboratorioihin lähetettäessä näytteen koostumus ja laatu voivat kuljetuksen aikana heikentyä oleellisesti. Verinäyte siirretään ruiskusta litiumhepariiniputkeen, josta voidaan

tehdä suurin osa biokemiallisista ja hematologisista määrytyksistä. Jos näytettä jää yli, voi loput siirtää EDTA-putkeen. EDTA-putkessa säilytetty näyte värjäytyy paremmin hematologisia tutkimuksia varten, mutta lintujen veri hemolysoituu helposti EDTA:n vaikutuksesta. Viimeisistä pisaroista voi tehdä sivelyvalmisteita. (Kinnunen 2017; Lassila ym. 2018, 299.)

Linnuilla ja matelijoilla on nisäkkäistä poiketen yhteissuoli eli kloaakki. Käytännössä se tarkoittaa, että sekä virtsa että uloste poistuvat sen kautta. Näin ollen uloste ja virtsa poistuvat suolesta saman aikaisesti vaaleana massana, josta virtsaa on vaikea erottaa. Kloaakin, kautta kulkevassa virtsassa on ongelmana alemmista virtsateistä tuleva kontaminaatio (Lassila ym. 2018, 401). Siitä huolimatta linnuiltakin voidaan kerätä virtsanäytteitä esimerkiksi häkin pohjalta puhtaasta astiasta, mutta se vaikuttaisi olevan ainakin vielä Suomessa hyvin harvinaista.

### 3.8 Matelijat

#### **Käärmeet**

Käärmeet (*Serpentes spp.*) tuodaan vastaanotolle pehmeässä laukussa. Tyynyliinasta saa sidottua hyvän kantokassin käärmeelle. Se tulee sitoa kunnolla, sillä käärmeet ovat taitavia puskemaan itsensä läpi löysistä solmuista. Käärme loukkaantuu helposti töytäisyistä kovia pintoja vasten, joten kuljetuslaatikko ei ole suositeltava. Ennen käärmeen käsittelyä on hyvä kysyä omistajalta, onko käärme tottunut käsittelyyn. Tällä tavalla on mahdollista saada käsitys, kuinka käärme tulee reagoimaan toimenpiteeseen. (Aspinall 2014, 323.) Avattaessa käärmeen kuljetuskassia, tulee ensimmäisenä selvittää, missä suunnassa sen pää on. Jos käärme on kesy, sen voi nostaa kassista hellästi vartalon keskivaiheilta. (Aspinall 2014, 323.) Käsitellessä tulee huomioida käärmeiden taipumus pyrkiä kiertymään pitelijän käsivarren ympärille. Suuria käärmeitä käsitellessä jokaista pituusmetriä varten tarvitaan yksi käsipari. (Lassila ym. 2018, 393.)

Käden heiluttamista käärmeen pään edessä ja äkkinäisiä liikkeitä on vältettävä, sillä ne voivat saada käärmeen iskemään. Käärmeet eivät pidä venyttämisestä tai kovasti kiinni pitämisestä. Siksi käärmeen tulee antaa liikkua vartalo tuettuna. Käärmettä ei saa koskaan roikottaa päästä. Käärmeillä on ihmisistä poiketen vain yksi takaraivonluu ja niska murtuu helposti. Mikäli käärme täytyy saada pysymään aivan paikoillaan, asetetaan peukalo ja keskisormi molemmille puolille käärmeen päätä ja etusormi käärmeen pään päälle. Näin pideltynä käärme ei pääse puremaan. Aggressiivisia käärmeitä käsiteltäessä on suositeltavaa käyttää pyyhettä tai käärmekoukkuja. Pyyhkeellä napataan kiinni käärmeestä sen pään takaa. Jos käärme iskee, se osuu pyyhkeeseen. Käsiteltäessä liikaa puristusvoimaa tulee välttää, sillä käärmeet saavat helposti mustelmia. Koska käärmeiden aineenvaihdunta on hidas, voi mustelmien ilmestymiseen kulua jopa viikkoja. Käärme voi jopa kuolla pahoihin mustelmiin. (Aspinall 2014, 323.)

Tavallisin verinäytteenottopaikka on käärmeen hännän ventraalisesti, eli vatsanpuolella sijaitseva, keskilinjassa kulkeva *sinus*-laskimo. Koiraskäärmeiden hemipenis sijaitsee samalla alueella ja sitä on varottava otettaessa verinäytettä. (Aspinall 2014, 324.) Käärmeeltä verinäyte voidaan ottaa myös sydäimestä, mutta siihen liittyy suuria riskejä, eikä sitä siksi voida suositella kokemattomalle näytteenottajalle (Lassila ym. 2018, 399). Pistokohta puhdistetaan aseptisesti 70 prosenttisella etanolilla. Näytteenottoneulan on oltava tarpeeksi pieni mahtuakseen käytettävään suoneen. (Aspinall 2014,

324.) Sopivan kokoinen neula on 21–23 G. Liian pieni neula voi aiheuttaa punasolujen hajoamista eli hemolyysia käärmeiden tumallisten punasolujen vuoksi. (Lassila ym. 2018, 398.) Neula viedään suoneen neljänkymmenenviiden asteen kulmassa kloaakin eli yhteissuolen jälkeen hännän suuntaan parillisten häntäsuomujen välistä. Näyte kerätään litium-hepariiniputkeen, sillä EDTA hajottaa eli lyysaa matelijoiden soluja. Pisara riittää verisivelyvalmisteen tekoon. Käärmeen kokonaisverivolyyymi on 5–8 prosenttia sen painosta eli noin 70 ml/kg. Suurin kerättävä näytemäärä kerralla on 10 prosenttia koko verimäärästä. (Aspinall 2014, 324–235.)

### **Kilpikonnat**

Otettaessa verinäytettä kilpikonnasta (*Testudines spp.*) avustava pitelijä voi olla tarpeen. Mikäli avustajaa ei ole saatavilla, voi kilpikonnaa pitää polvien välissä. Näytteenottoaikat ovat kaulan *Vena jugularis* ja hännän *sinus*-laskimo. *Vena jugularista* käyttäessä kilpikonnän pää ja kaula on saatava ojentumaan mahdollisimman ulos kilven alta. Päästä otetaan kiinni leukapielistä ja vedetään hitaasti ja rauhallisesti päätä ulospäin. Suoni alkaa noin korvan kohdalta ja jatkuu selkäkilven alle. Suoni voi olla nähtävissä. (Aspinall 2014, 327.) Sopiva neulan koko on 21–23 G. Liian pieni neula voi aiheuttaa punasolujen hajoamista eli hemolyysia. (Lassila ym. 2018, 398.) Suoni staassataan sormella ja pieni neula viedään suoneen päästä katsottuna kilven suuntaan. Mikäli tarvitaan enemmän kuin pisanan verran verta, on suositeltavaa kerätä näyte ruiskulla. (Aspinall 2014, 327.)

Häntälaskimo sijaitsee hännässä dorsaalisesti eli selänpuoleisesti (Lassila ym. 2018, 398). Häntä täytyy ojentaa rauhallisesti venyttämällä häntää kilven alta. Näytteenottoaikoja puhdistetaan aseptisesti ennen pistoa. Neula viedään neljänkymmenenviiden asteen kulmassa suoneen. Näyte kerätään litium-hepariiniputkeen. (Aspinall 2014, 327.) Kilpikonnien verinäytteitä ei kerätä EDTA-putkeen, koska matelijoiden punasolut hajoavat eli hemolysoituvat helposti EDTA:n vaikutuksesta. (Lassila ym. 2018, 398.) Yksi pisara riittää verisivelyvalmisteen tekoon. Kilpikonnän kokonaisverivolyyymi on noin 5–8 prosenttia sen elopainosta eli noin 70 ml/kg (Aspinall 2014, 327.) Suurin mahdollinen kerralla kerättävä verimäärä on 0,5–0,8 prosenttia koko verimäärästä. Vaihteluväli johtuu eri kilpikonnelajien suurista kokoeroista. Näytteenoton jälkeen pistokohtaa tulee mahdollisuuksien mukaan painaa hetken hematooman muodostumisen ehkäisemiseksi. (Mans 2008.)

### **Liskot**

Liskoja on tuhansia eri lajeja ja niiden temperamenteissa on suuria eroja. Esimerkiksi tokegeekko on aggressiivinen lisko, kun taas leopardigekko ja parta-agama ovat tavallisesti kilttejä. Siksi liskon omistajalta on paras tiedustella, onko lisko tottunut käsittelyyn vai ei. Lisko nostetaan hartioista, ei koskaan hännästä. Monet liskolajit voivat pudottaa häntänsä puolustautuakseen saalistajilta. Häntä kasvaa takaisin, mutta se ei näytä enää entiseltään. (Aspinall 2014, 328.) Suurten liskojen, kuten iguaanien, käsittelyssä on suositeltavaa käyttää nahkahansikkaita. Liskon päätä pidetään paikallaan tukemalla kaulan aluetta. Toisella kädellä pidellään häntää ja takajalkoja ojennettuina taaksepäin. Etujalkoja lisko saa liikutella vapaasti. (Lassila ym. 2018, 394.) Lisko voi purra, piiskata hännällään tai raapia suomuillaan näytteenottajaa. Aggressiivisen liskon pään voi peittää pyyhkeellä. Pään ollessa pimeässä lisko pysyy paikallaan. (Aspinall 2014, 328.) Pienet liskot, kuten anolikset ja päivä-

gekot, ovat usein hyvin arkoja ja niiden käsittelyssä on varottava herkän ihon vahingoittamista. Pehmeiden hansikkaiden ja liinojen käyttö näitä lajeja käsiteltäessä on suositeltavaa. (Lassila ym. 2018, 394.)

Yleisin verinäytteenottoaika on liskon hännän ventraalisesti eli vatsanpuolella sijaitseva keskilinjassa kulkeva *sinus*-suoni. Koirasliskojen hemipenis sijaitsee samalla alueella ja sitä on varottava näytteenotossa. Pistokohta puhdistetaan 70 prosenttisella etanolilla infektioiden välttämiseksi. Näytteenottoneulaksi valitaan tarpeeksi pieni neula, joka mahtuu valittuun suoneen. (Aspinall 2014, 329.) 21–23 G neulat ovat sopivia kaiken kokoisille matelijoille. Liian pienen neulan käyttö ei ole suositeltavaa matelijoiden tumallisten punasolujen vuoksi. Liian pieni neula lisää punasolujen hajoamisen eli hemolyyysin riskiä. (Lassila ym. 2018, 398.) Plasmanäyte kerätään litiumhepariiniputkeen (Lassila ym. 2018, 398). Neula viedään suoneen hännänpäästä vartalon suuntaan eli distaalisesti neljänkymmenenviiden asteen kulmassa suomun alta. Liskon kokonaisverivolyyymi on 5–8 prosenttia sen painosta eli noin 70 ml/kg. Tästä määrästä enintään 10 prosenttia voi kerätä yhdellä näytteenotokerralla. Pisara riittää verisivelylvalmisteen tekoon. (Aspinall 2014, 329.)

### **Virtsanäytteenotto matelijoilta**

Matelijoiden virtsanäytteet kerätään kuten muidenkin eläinten. Mahdollisimman puhtaasti kerätty vapaasti laskettu virtsa soveltuu analysointiin. Virtsamista voidaan provosoida mekaanisesti sormella, tai sileällä tai pyöreäreunaisella lasisauvalla. Matelijoiden yhteissuolen, eli kloaakin, kautta kulkevassa virtsassa on ongelmana alemmista virtsateistä tuleva kontaminaatio. Kilpikonnilta on melko helppoa ottaa virtsanäyte myös rakkopunktiolla, eli kystosenteesillä. Virtsarakko sijaitsee nivusen alueella hieman vasemmalla puolella. Virtsarakko voidaan paikallistaa ultraäänilaitteella. (Lassila ym. 2018, 401.)

#### 4 KEHITTÄMISTYÖN TARKOITUS JA TAVOITE

Opinnäytetyö oli toiminnallinen kehittämistyö, jonka tarkoitus oli suunnitella ja toteuttaa opas pre-analytiikan ja Suomessa yleisimpien lemmikkinä pidettävien pieneläinten veri- ja virtsanäytteenoton toteuttamiselle kliiniseen kemiaan ja hematologiaan keskittyen. Tilaus tuli suoraan Loime Oy:lta. Tavoite on kehittää ja tarkentaa pieneläinklinikan preanalyttistä toimintaa huomioiden Suomessa yleisimpien lemmikkinä pidettävien pieneläinten näytteiden vaatimukset.

Loime Oy:n laboratoriotutkimuksista valtaosa on kliinisen kemian ja hematologian tutkimuksia, joten sovimme Loime Oy:n kanssa keskittyväni opinnäytetyössäni näihin osa-alueisiin. Esimerkiksi mikrobiologian, parasitologian ja patologian alueita en käsitellyt työssäni lähemmin ja siksi työssäni ei kerrota, kuinka kyseisten alueiden tutkimuksiin valmistaudutaan ja kuinka näytteet otetaan. Tuotos suunniteltiin yhteistyössä Loime Oy:n henkilökunnan kanssa, jotta lopputuotos tukisi heidän työtään mahdollisimman hyvin.

## 5 KEHITTÄMISTYÖN TOTEUTUS

### 5.1 Menetelmä

Kehittämistyöllä tai kehittämistoiminnalla tavoitellaan uusien tutkimustulosten avulla entistä parempien palvelujen ja menetelmien kehittämistä ja tuottamista (Heikkilä, Asta, Jokinen & Nurmela 2008, 21). Kehittämistyö on toimintatapojen kyseenalaistamista ja kehittämistä kohti uudempiä ja parempia käytäntöjä (Niemi 2020). Kaikkea yksilöiden ja toiminnan kehittämistä tavoitteleva toiminta on kehittämistoimintaa (Heikkilä, Jokinen & Nurmela 2008, 22). Tavoite on saada aikaan muutos ja vakiinnuttaa se pysyväksi käytännöksi (Vähäkuopus 2018, 15).

Kehittämistyön perusedellytyksiä ovat kiinnostus uusiin asioihin sekä halu oppia lisää ja päivittää osaamista. Uusien ajatusmallien synnyttäminen ja ongelmanratkaisu edellyttävät mukautumis- eli adaptaatiokykyä. Hyvä adaptaatiokyky mahdollistaa vanhojen toimintamallien kyseenalaistamisen ja asioiden näkemisen uudessa valossa. (Heikkilä, Annele 2020.) Kehittämällä voidaan vaikuttaa niin näkyvästi, kuin ei-näkyvästi (Vähäkuopus 2018, 15). Opinnäytetyössäni näkyvä kohde on preanalyttisen toiminnan kehittäminen siten, että työstä tulisi sujuvampaa ja tehokkaampaa. Ei-näkyvä kohde taas on eläinklinikoiden preanalyttisten asenneilmapiirien muuttaminen yhä laadukkaampaan suuntaan.

Kehittäjän täytyy panostaa itsenäiseen tiedonhakuun, itsensä johtamiseen sekä arvioivaan että tavoitteelliseen työskentelytapaan. Valta itsenäiseen päätöksentekoon kasvattaa erityisesti elinikäisen oppimisen ja kriittisen ajattelun taitoja. Tutkimuksellisuus on tärkeä osa kehittämistyötä. Sen avulla kehittämistyöhön vaikuttavat tekijät otetaan suunnitelmallisemmin ja kattavammin huomioon ja työn tulokset ovat paremmin perusteltavissa. Kehittämistyössä tutkimuksellisuus ilmenee ennen kaikkea siten, että kehittäminen etenee järjestelmällisesti, analyyttisesti ja kriittisesti. (Ojasalo, Moilanen & Ritalahti 2015, 15–21.)

### 5.2 Aineistonkeruu

Aineistonkeruussa on tärkeää ymmärtää kehittämistyötä koskevan yrityksen toimialaa. Toimialan todellisella ymmärtämisellä vältetään luomasta ratkaisuja, jotka on nostettu teoriasta liiketoiminnan yleisiä malleja käyttäen. Ratkaisujen tulisi olla kohdeyrityksen kannalta todellisuutta ja toiminnan arkipäivää. (Ojasalo ym. 2015, 29.) Toimiala oli minulle ennestään hyvin tuttu, koska olen työskennellyt kyseisellä klinikalla ja olen edelliseltä ammatiltani eläintenhoitaja. Minun oli täten helppo asettua eläinklinikan henkilökunnan rooliin ja siksi tuotoksen rakentaminen kohdeyritykselle sopivaksi oli melko helppoa.

Hankin aineistoa lähdekritiikkiä käyttäen erilaisista koti- ja ulkomaisista oppaista, lehtiartikkeleista ja verkosta. Käytin sekä eläin- että humanipuolen lähdeaineistoa. Siten pystyin luomaan kattavan kokonaisuuden, jossa käsitellään niin eläinten näytteiden ja näytteenoton erilaisia haasteita ja huomioitavia seikkoja, kuin myös humanipuolen tarkkoja laboratorion laatuvaatimuksia. Käytin aineiston etsinnän apuna kirjastoja, eläinklinikka Loimen kirjoja, hakukone Googlea ja Theseuksen opinnäytetöiden lähdeluetteloja. Esimerkkejä käyttämistäni hakusanoista ovat *eläinten näytteenotto*, *eläinten verinäytteet*, *eläinten virtsanäytteet*, *animal sampling*, *veterinary sampling*, *blood samples animals*,

*urinary samples animals* ja *exotic pets sampling*. Etsin tietoa myös eläinlajikohtaisesti esimerkiksi käyttäen hakusanoja *käärmeen verinäytteet* ja *chelonians sampling*.

Suosin kotimaisia lähteitä, mutta kirjallisuutta aiheesta oli suomenkielellä saatavilla niukasti. Ulko-maisissa lähteissä suosin yliopistojen materiaaleja ja arvostettuja eläinlääkinnällisiä julkaisuja. Verta-sin eri lähdeaineistojen tietoja keskenään ja hylkäsin ristiriitatilanteissa poikkeavan tiedon, jos kaksi tai useampi muuta lähdettä olivat tiedoiltaan yhteneväisemmät. Lähdekriittisyys oli erittäin tärkeää, koska ristiriitaista tietoa oli paljon.

### 5.3 Hyvän oppaan kriteerit

Oppaan sisältöä suunniteltaessa tekstin ytimekkyyteen ja ymmärrettävyyteen tulee kiinnittää huomiota, jotta lukija ei kyllästy ja asiasisältö on nopeasti sisäistettävissä. Oppaan kirjoittajan tulee asettua lukijan asemaan ja ottaa huomioon sekä asiasta paljon, että vähän tietävät lukijat. Kielen tulee olla hyvää yleiskieltä, jotta teksti olisi mahdollisimman helppo ymmärtää. Vieraskieliset ja esimerkiksi lääketieteelliset termit tulee selittää. Visuaalisilla elementeillä pidetään lukijan mielenkiintoa yllä. (Flander, Järvinen & Vesa, 2014, 5–9.)

Oppaissa iso yksittäinen ymmärrettävyyteen vaikuttava seikka on asioiden esittämisjärjestys. Jokaisessa tekstissä on juoni, jonka kirjoittaja on rakentanut lukijalleen seurattavaksi. Esittämisjärjestys voi olla esimerkiksi aika- tai tärkeysjärjestys. Asiat voidaan esittää myös aihepiireittäin. Pitkissä teksteissä perusteluja kannattaa käyttää enemmän. Kannustus oppaassa esitellyn toiminnan toteuttamiseen säilyy paremmin, kun asiat perustellaan huolellisesti. Pelkkä neuvominen ei aina innosta muuttamaan tapoja. Lukijat noudattavat ohjeita sitä paremmin, mitä vähemmän ponnisteluja se heiltä vaatii. Mitä enemmän vaivannäköä vaaditaan, sitä enemmän perusteluja tarvitaan. (Hyvärinen 2005.) Kirjoitin oppaan näiden kriteerien mukaisesti.

### 5.4 Lopullinen tuotos

Kohderyhmä eli eläinklinikka Loime Oy:n henkilökunta arvioi tuotokseni. Suunnittelimme opasta yhteistyössä, jotta tuotos olisi mahdollisimman hyödyllinen henkilökunnalle. Opas loi yhteiset pelisäännöt koko henkilökunnalle, ja toi ennen hajallaan olleet ohjeistukset yhteen paikkaan. Oppaan alussa kerrotaan yleisesti preanalytiikasta ja sen laatuvaatimuksista. Sitä seuraa eläinten esivalmistelua sekä laadukkaan verinäytteenoton ja virtsanäytteiden keräystapoja käsittelevä osa. Oppaan viimeinen osuus on eläinlajikohtainen opas eri lajien käsittelyyn ja näytteenottoon. Suomessa yleisimmät lemmikkieläimet käsitellään jokainen omana lukunaan aina kiinniotosta ja -pidosta itse näytteenottoon. Tekstiä on elävöitetty ja havainnollistettu kuvilla. Tuotosta arvioivat sekä klinikan klinikkaeläinhoitajat että eläinlääkärit.

## 6 YHTEENVETO JA POHDINTA

### 6.1 Prosessin ja tuotoksen arviointi

Alun perin opinnäytetyössä oli kolme tekijää ja tavoite oli käsitellä preanalytiikan lisäksi myös analytiikkaa ja laboratorion laatua yleisesti. Opinnäytetyön tekijöiden intressit valmistumisajankohdalle poikkesivat kuitenkin toisistaan niin paljon, että päädyimme yhteisymmärryksessä ohjaajan, tekijöiden ja tilaajan kanssa jakamaan opinnäytetyön kolmeksi erilliseksi työksi. Minun osuudekseni jäi preanalytiikan käsittely. Opinnäytetyön prosessin suunnittelutyö alkoi kesällä 2018. Työn toteuttamisvaihe alkoi syksyllä 2019 valmistui syksyllä 2020.

Kehittämistyön prosessi voidaan jakaa karkeasti kolmeen vaiheeseen. Alussa on suunnitteluvaihe, seuraavaksi suunnitelman toteutus ja lopuksi arvio muutostyön onnistumisesta. Suunnitteluvaihe käsittää kehittämishaasteiden selvittämisen, niitä koskevien tavoitteiden asettamisen ja suunnittelun näiden tavoitteiden saavuttamiseksi. (Ojasalo ym. 2015, 22.) Panostin valtavasti opinnäytetyöni suunnitteluvaiheeseen. Etenkin suunnitteluun tavoitteiden saavuttamiseksi käytin paljon aikaa ja työtä. Huolellisen suunnittelun ansiosta toteutusvaihe oli käytännössä suunnitelman toimeenpanoa, joka eteni loogisesti ja hyvällä tahdilla. Arvio muutostyön onnistumisesta jää osittain tulevaisuuteen, koska tuotokseni käyttö ja hyödynnettävyys eläinklinikalla jää suurelta osin klinikan henkilökunnan harteille. Toivon, että tuotoksestani on apua laadukkaan preanalytiikan toteuttamiselle eläinklinikalla.

Opinnäytetyöni tavoite oli kehittää ja tarkentaa pieneläinklinikan preanalyttistä toimintaa huomioiden Suomessa pidettävien yleisimpien lemmikkieläinten näytteiden vaatimukset. Tavoite täyttyi mielestäni hyvin. Tuotos oli onnistunut ja opinnäytetyötäni voidaan hyödyntää myös muilla eläinklinikoilla preanalytiikan suunnittelun ja toiminnan apuna.

Koska tuotos on tehty muokattavaksi ja eläinklinikka Loime Oy:n sisäiseen käyttöön, sitä ei julkaista raportin liitteenä. Tuotokseen on liitetty verkosta haettuja havainnollistavia kuvia, joista osan käyttöoikeudet eivät ole tiedossa tai julkaiseminen on kielletty. Siitäkään syystä tuotosta ei julkaista raportin liitteenä.

### 6.2 Eettisyys ja luotettavuus

Kehittämistyössä on noudatettava hyvän tieteellisen toiminnan periaatteita. Tiedon on nojattava aikaisempaan tutkimustietoon, käytännön kokemuksiin sekä ammattilaisten tietopohjaan. Perusteellinen lähdekritiikki lisää kehittämistyön luotettavuutta ja eettistä turvallisuutta. Eettisesti kestävä kehittämis toiminnan perusedellytyksiä ovat luotettavuus, rehellisyys ja perusteellisuus. (Heikkilä ym. 2008, 43–46.) Opinnäytetyöprosessin aikana sainkin huomata, kuinka paljon eri lähteistä löytyi ristiriitaista tietoa eläinten näytteenotosta. Vaati paljon työtä löytää toisiaan tukevia lähteitä, jotta tuotos olisi perustunut mahdollisimman luotettavaan tietoon. Erytisesti ulkomaisten ja kotimaisten lähteiden välillä oli paljon ristiriitaisuuksia, joista osa oli selitettävissä maiden erilaisilla eettisillä arvo maailmoilla. Esimerkiksi joissakin ulkomaisissa lähteissä suositeltiin pieniltä jyrksijöiltä ja linnuilta verinäytteenottoa leikkaamalla kynsi niin syvältä, että kynnessä kulkeva verisuoni alkaa vuotaa. Suomen eläinsuojelulaki kieltää turhan kivun tuottamisen eläimelle. *”Eläimiä on kohdeltava hyvin eikä niille*

*saa aiheuttaa tarpeetonta kärsimystä. Tarpeettoman kivun ja tuskan tuottaminen eläimille on kielletty.*"(Eläinsuojelulaki 4.4.1996/247, 3 §.) Verinäytteenotto laskimosta voi tuottaa kipua hetken, mutta kynnen leikkaaminen verisuoneen asti voi aiheuttaa pitkäaikaista kipua ja vaikeuttaa eläimen liikkumista. Siksi tällainen näytteenottotapa ei ole Suomessa oikeutettua rutiinikäytäntönä.

Kerätessäni aineistoa suosin kotimaisia lähteitä, kuten klinikkaeläinhoitajien opaskirjoja ja asiantuntijoiden lehtiartikkeleita. Kotimaista kirjallisuutta aiheesta oli kuitenkin niukasti saatavilla. Tueksi hain aineistoa myös ulkomaisista lähteistä. Ulkomaisissa lähteissä suosin yliopistojen materiaaleja ja arvostettuja eläinlääkinnällisiä julkaisuja. Vertailin eri lähdeaineistojen tietoja keskenään ja hylkäsin ristiriitatilanteissa poikkeavan tiedon siinä tilanteessa, jos kaksi tai useampi muuta lähdeä olivat tiedoiltaan yhteneväisemmät. Näin toimimalla opinnäytetyöni tarjoama tieto on mahdollisimman luotettavaa.

En julkaissut työni tuotosta raportin liitteenä sen sisältämien kuvien käyttöoikeuksien epäselvyyksien vuoksi. Kuvat olivat tuotoksessani tärkeässä roolissa, sillä niillä havainnollistettiin eri eläinlajien käsittelyä ja näytteenottopaikkoja. Kaikkien kuvien käyttöoikeudet tai omistajat eivät kuitenkaan olleet selvitetävissä ja muutaman julkaiseminen oli kielletty. Kuvien tekijänoikeusasiat olivat yksi syy tuotoksen julkaisemattomuudelle, koska on eettisesti väärin ja lainvastaista julkaista toisen tuottamaa materiaalia ilman asianomaisia lupia ja ilmoittamatta alkuperäistä omistajaa.

### 6.3 Pohdinta ja jatkotutkimusideat

Opinnäytetyöni aihe oli minulle erityisen mieleinen, koska sain hyödyntää sekä bioanalytiikan ammattiohjeita että edellisen ammattini eläinlääkintäalan ammattitaitoa. Olen työskennellyt Loime Oy:llä klinikkaeläinlääkintäalan tehtävissä ja ottanut ja analysoinut veri- ja virtsanäytteitä eri eläinlajeilta. Aiheen laajuus kuitenkin yllätti. Oli todella mielenkiintoista tutkia, kuinka eri eläinlajien esivalmistelut sekä näytteenottotilanteet ja -tavat poikkeavat toisistaan. Sain valtavasti lisää ymmärrystä preanalytiikan laadun tärkeydestä ja opin katsomaan myös ihmisten näytteenoton ongelmia hieman erilaisesta näkökulmasta. Etenkin ymmärtämättömän ihmisen näytteenotossa näytteenottajan oma olemus on tärkeässä asemassa, kun asioiden selittämisestä puheen avulla ei ole apua.

Olen opinnäytetyöhöni kokonaisuudessaan tyytyväinen ja koen kasvaneeni ammatillisesti tämän prosessin aikana. Jatkotutkimusideoiksi esitän eri eläinlajien viitearvojen tarkempaa tutkimusta. Viitearvoissa oli paljon lähdekohtaisia eroja, joten yhdenmukaistamista tarvitaan. Toiseksi tutkimusideaksi esitän näytteenotossa ja esivalmistelussa mahdollisesti tapahtuvien virheiden vaikutuksien tutkimista eläinlajikohtaisesti näytteiden koostumukseen ja laatuun. Esimerkiksi aikuinen käärme syö tavallisesti noin kerran viikossa, joten onko ruokapaastolla vaikutusta käärmeen veriarvoihin?

## LÄHTEET

- ASPINALL, Victoria 2014. Clinical procedures in veterinary nursing. 3rd edition. Painaja: Butterworth-Heinemann. Kustantaja: Elsevier. Oxford, Yhdistynyt kuningaskunta. Viitattu 29.3.2020.
- ASVCP - AMERICAN SOCIETY FOR VETERINARY CLINICAL PATHOLOGY. Quality Assurance and Laboratory Standard Guidelines. 2009. Monterey, California: ASVCP Meeting. [https://cdn.ymaws.com/www.asvcp.org/resource/resmgr/qals/asvcp\\_2009\\_guide\\_destin.pdf#nameddest=Chemistry](https://cdn.ymaws.com/www.asvcp.org/resource/resmgr/qals/asvcp_2009_guide_destin.pdf#nameddest=Chemistry). Viitattu 8.4.2019.
- DUNDER, Ulla 2017. Mitä on preanalytiikka ja miksi siitä puhumme? Luentomateriaali 24.10.2017. Islab. Itä-Suomen laboratoriokeskuksen liikelaitoskuntayhtymä. <https://www.islab.fi/documents/7350541/0/Preanalytiikka+Asiakaskoulutus+syksy+2017.pdf/05595757-7673-4cba-9fdf-3e680fef6d76>. Viitattu 16.8.2020.
- ECLINPATH 2020. Cornell university college of veterinary medicine – eClinpath www-sivut. <http://eclinpath.com/>. Viitattu 25.5.2020.
- EK, Henna & JOUHTEN, Maria 2010. Koiran ja kissan pissa. Opinnäytetyö. Bioanalytiikan koulutusohjelma, Oulun seudun ammattikorkeakoulu. <http://urn.fi/URN:NBN:fi:amk-2010111114357>. Viitattu 26.12.2019.
- ELÄINSUOJELULAKI 4.4.1996/247. Finlex. <https://www.finlex.fi/fi/laki/ajantasa/1996/19960247#L2P24>. Viitattu 18.8.2020.
- ESKELINEN, Seija 2016. Virtsanäyte kotona. 6.5.2016. Artikkel. Duodecim terveyskirjasto. [https://www.terveyskirjasto.fi/terveyskirjasto/tk.koti?p\\_artikkeli=snk05090](https://www.terveyskirjasto.fi/terveyskirjasto/tk.koti?p_artikkeli=snk05090). Viitattu 26.8.2020.
- FLANDER, Sanna, JÄRVINEN, Mia & VESA, Suvi 2014. Hyvän oppaan jäljillä: Kirjallinen opas terveydenhoitajan työvälteenä raskausdiabeteksen sairastaneiden elintapaohjauksessa. Opinnäytetyö. Terveystyön suuntautumisvaihtoehto. Tampereen ammattikorkeakoulu. <http://urn.fi/URN:NBN:fi:amk-2014111515704>. Viitattu 29.9.2020.
- FREY, Saila 2019. Verinäytteen preanalytiikka eläinklinikalla – Perehdytysopas. 3.4.2019. Opinnäytetyö. Bioanalytiikan koulutusohjelma. Metropolia ammattikorkeakoulu. <http://urn.fi/URN:NBN:fi:amk-201905057662>. Viitattu 16.8.2020.
- HALLIKAINEN, R., HUOTARI, V., KAILA, K., KUOPUS, S., NATRI, P., SAARNI H., & SÄYNÄJÄKOSKI, T. 2015. Näytteiden tunnistaminen: Näyteputkien tarroitus- ja merkitsemisohjeet. 3.2 /5.3.2015. Näytteenoton käsikirja. Pdf-tiedosto. Nordlab. [https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf\\_uploads/naytteiden\\_tunnistaminen.pdf](https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf_uploads/naytteiden_tunnistaminen.pdf). Viitattu 16.8.2020.
- Hallituksen esitys Eduskunnalle laiksi eläinlääkäriammattin harjoittamisesta HE30/1999. Finlex. <https://www.finlex.fi/fi/esitykset/he/1999/19990030>. Viitattu 1.9.2020.
- HEIKKILÄ, Annele 2020. Haaveiletko kehittämistyöstä? – Hyvä adaptaatiokyky ratkaisee. Blogi. 3.4.2020. <https://anneleheikkila.com/category/kehittamisty/>. Viitattu 20.9.2020.
- HEIKKILÄ, Asta, JOKINEN, Pirkko & NURMELA, Tiina 2008. Tutkiva kehittäminen – Avaimia tutkimus – ja kehittämishankkeisiin terveysalalla. 1. painos. 2008 WSOY Oppimateriaalit Oy. Viitattu 2.10.2020.
- HUSLAB 2018. Keskisuihkuvirtsanäytteen ottaminen. Työohje. 9.5.2018. Pdf-tiedosto. Laati: Alagrund, Katariina. Tarkastaja: Hilla, Risto. Hyväksyjä: Kangas, Hannele. [https://huslab.fi/preanalytiikan\\_kasikirja/virtsanaytteenotto/keskisuihkuvirtsanaytteen\\_ottaminen.pdf](https://huslab.fi/preanalytiikan_kasikirja/virtsanaytteenotto/keskisuihkuvirtsanaytteen_ottaminen.pdf). Viitattu: 29.9.2020.
- HUSLAB 2019. Kemiallinen seulonta, virtsasta. 16.12.2019. HUS tutkimusohjekirja. <https://huslab.fi/ohjekirja/1881.html>. Viitattu 20.9.2020.

- HYVÄRINEN, Riitta 2005. Millainen on toimiva potilasohje? Hyvä kieliasu varmistaa sanoman perillemenon, 2005. Artikkel. Lääketieteellinen aikakauslehti Duodecim (sivut 1769–1773): <https://www.duodecimlehti.fi/xmedia/duo/duo95167.pdf>. Viitattu 16.8.2020.
- KARHUMÄKI, Eliisa, JONSSON, Anne & SAROS, Marita 2016. Mikrobit hoitotyön haasteena. 4. uudistettu painos. Otavan kirjapaino Oy. Keuruu 2016. Edita. Helsinki. Viitattu 22.8.2020.
- KINNUNEN, Katja 2017. Eläinten verinäytteiden ottaminen ja niiden analysointi. Artikkel. Bioanalyttikko -lehti 2/2017 38–45. Viitattu 7.6.2020.
- LASSILA, Pilvi, ERIKSSON, Einar, HIRSJÄRVI, Paula, ROSA, Mai & SJÖBERG, Gisle 2018. Poskipusseja, suomuja ja siipisulkia – Pienten ja eksoottisten seuraeläinten hoitotyö. 2018. 2. painos Next Print Oy. Helsinki. Viitattu 15.4.2019.
- MANS, Christoph 2008. Artikkel. Venipuncture techniques in chelonian species. Lab animal -lehti volume 37 nro 7. 6/2008. 303–304. [https://www.researchgate.net/publication/5288592\\_Venipuncture\\_techniques\\_in\\_chelonian\\_species](https://www.researchgate.net/publication/5288592_Venipuncture_techniques_in_chelonian_species). Viitattu 15.6.2020.
- NORDLAB 2016. Laskimonäytteenotto 4.1/10.5.2016. Näytteenoton käsikirja. Pdf-tiedosto. Laatijat näytteenoton osaamisalue & Ojanperä, H. Hyväksynyt Risteli, L. [https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf\\_uploads/laskimonaytteenotto.pdf](https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf_uploads/laskimonaytteenotto.pdf). Viitattu 1.9.2020.
- NORDLAB 2019. Laskimonäytteenotto työohje. 6/16.1.2019. Pdf-tiedosto. Laatijat: Sepänniemi Aino, Luttinen-Maunu Kirsi, Natri Pirjo, Kaila Kaisi, Pirkola Heidi, Holma Sirpa, Byskata Ingvor, Toivola Tarja, Rowe Outi, Männistö Tuija & Kuopus Sirpa. [https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf\\_uploads/laskimonaytteenotto\\_2.pdf](https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf_uploads/laskimonaytteenotto_2.pdf). Viitattu 9.6.2020.
- OIKARINEN, Aino 2018. Laskimoverinäytteenotto. Luentomateriaali, 12.10.2018. Nordlab. [https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf\\_uploads/laskimoverinaytteenotto\\_terv.huollonalan\\_ammatt.pdf](https://www.nordlab.fi/sites/default/files/pdf_uploads/laskimoverinaytteenotto_terv.huollonalan_ammatt.pdf). Viitattu 12.10.2019.
- OJASALO, Katri, MOILANEN, Teemu & RITALAHTI, Jarmo 2015. Kehittämistyön menetelmät – Uudenlaista osaamista liiketoimintaan. 2015. 3.–4. painos. Sanoma Pro Oy. Helsinki. Viitattu 5.10.2020.
- PLEBANI, Mario 2016. Quality in laboratory medicine: 50 years on. The Canadian Society of Clinical Chemists. Pdf-tiedosto. Julkaisija: Elsevier Inc. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/27760306>. Viitattu 30.12.2019.
- RINNE, S., SÄRKINIEMI, S. & TOIVANEN A. 2019. Näytteenotto-ohje. Pdf-tiedosto. Fimlab Laboratoriot Oy Päijät-Häme. [https://www.phhyky.fi/assets/files/2019/04/YLE\\_N%C3%A4ytteenotto-ohjeisto-v5.pdf](https://www.phhyky.fi/assets/files/2019/04/YLE_N%C3%A4ytteenotto-ohjeisto-v5.pdf). Viitattu 16.8.2020.
- SIRKKOLA, Heikki & TAURIAINEN Susanna 2013. Eläinten lääkintä ja hoito – käsikirja eläintenhoitajille. 2013. 3. painos. Tampere: Juvenes Print -Suomen Yliopistopaino Oy. Viitattu 6.4.2019.
- SOLUNETTI 2006. Verkkosivut. Sentrifugi. <http://www.solunetti.fi/fi/solubiologia/sentrifugi/>. Viitattu 26.8.2020.
- SUOMEN KENNELLIITTO. Verkkosivut. Koiran tunnistusmerkintä. <https://www.kennelliitto.fi/koiranomistaminen/koiran-tunnistusmerkinta>. Viitattu 16.8.2020.
- TRIOLAB 2017. Taskuopas eläinten verinäytteenottoon. 03/2017. 1. painos. Viitattu 26.8.2020.
- URINALYSIS; APPROVED GUIDELINE 2009. Third edition. Pdf-tiedosto. 2/2009 Clinical and laboratory standards institute. Viitattu 18.9.2020.
- UNIVERSITY OF MINNESOTA 2020. Verkkosivut. Research animal resources – Blood collection guidelines. <https://www.researchservices.umn.edu/services-name/research-animal-resources/research-support/guidelines/blood-collection>. Viitattu 30.6.2020.

VÄHÄKUOPUS, Saija 2018. Kehittämistyön toimintamalli – Työryhmämuotoinen kehittäminen Pitäjämäen asumispalveluyksikössä. 2018. Pdf-tiedosto. Opinnäytetyö. Laurea ammattikorkeakoulu. [https://www.theseus.fi/bitstream/handle/10024/153338/Vahakuopus\\_Saija\\_YAMK.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://www.theseus.fi/bitstream/handle/10024/153338/Vahakuopus_Saija_YAMK.pdf?sequence=1&isAllowed=y). Viitattu 20.9.2020.

WOLFENSOHN, Sarah & LLOYD, Maggie 2003. Taulukko teoksesta Handbook of Laboratory Animal Management and Welfare. 2003. 3rd Edition. Blackwell Publishing Ltd. Oxford. Yhdistyneet kansakunnat. <https://www.nc3rs.org.uk/blood-sample-volumes> Viitattu 7.10.2020.