

Kaisa Hartikainen, Tuomas Herva ja Helena Rautala

Ternimaidon laatu, juotto ja passiivisen immunitetin mittaaminen vasikoilla – kirjallisuuskatsaus

Colostrum management and passive immunity measures in calves – a review

YHTEENVETO

Ternimaidon laatu, juottomäärä, juottotapa ja ensimmäisen juoton ajankohta ovat tärkeimmät vasikan passiivisen immunitetin muodostumiseen vaikuttavat tekijät. Vasikan tulee saada noin 2 l hyväläatuista ternimaitoa mahdollisimman pian syntymänsä jälkeen. Ternimaidon riittävä laatu varmistetaan mittaamalla IgG-pitoisuus, jonka tulee olla yli 50 g/l. Kolostrometri ja Brix-refraktometri ovat kenttäolosuhteisiin soveltuvia ternimaidon laatumittareita. Eläinlääkäri voi seurata tilan ternimaitojuottojen onnistumista mittaamalla vasikoiden seerumin IgG1-pitoisuutta. Ternijuottoa voidaan pitää onnistuneena, kun vasikan seerumin IgG1-pitoisuus 36–48 tunnin iässä ylittää 10 g/l. Saatavilla on useita kenttäolosuhteisiin soveltuvia, edullisia ja nopeita epäsuoria menetelmiä ternijuoton onnistumisen seurantaan. Tällaisia menetelmiä ovat seerumin kokonaisproteiinin tai gammaglutamyyli transferaasin mittaaminen sekä glutaraldehyditesti.

SUMMARY

Colostrum quality and volume and the method and timing of administration are the most important factors affecting the passive immunity of the calf. A calf should get about 2 l of good quality colostrum as soon as possible after birth. To ensure the quality of colostrum its key characteristics should be measured. The IgG concentration has to be over 50 g/l. Colostrometer and Brix refractometer are good instruments for measuring colostrum quality in field circumstances. A veterinarian can follow the success of colostrum feeding by measuring the IgG concentration of the calves' serum. Colostrum feeding can be considered successful when the IgG1-concentration in serum at 36–48 hours is over 10 g/l. There are many practical and rapid indirect methods feasible for field circumstances for measuring the success of colostrum feeding. They include the measurement of serum total protein, gamma glutamyl transferase and glutaraldehyde.

JOHDANTO

Koska immunoglobuliinit eivät läpäise naudan istukkaa, niitä on vastasyntyneen vasikan veressä vähän.¹ Sen sijaan vasta-aineet erittyvät ternimaitoon, mistä saadut vasta-aineet suojaavat vasikkaa ulkoisia taudinaiheuttajia vastaan ensimmäisten elinviikkojen ajan.² Suurin ternimaidon sisältämistä vasta-aineryhmistä on IgG1, mutta ternimaito sisältää myös pieniä pitoisuuksia IgA-, IgM- ja IgG2-vasta-aineita.¹ Vasikan passiivinen immunitetti riippuu enimmäkseen ternimaidosta vasikan seerumiin

imeytyvistä maternaalisista IgG1-vasta-aineista. Ternimaitojuoton epäonnistuminen voi johtaa vasikan puutteelliseen passiiviseen immunitettiin. Heikko passiivinen immunitetti lisää vasikoiden kuolleisuutta (taulukko 1).³ Riittävän hyvän passiivisen immunitetin raja-arvona pidetään yleisesti vasikan seerumin IgG1-pitoisuutta 10 g/l.² Luotettavin tulos saadaan, kun verinäyte otetaan 36–48 tunnin kuluessa vasikan syntymästä. Ennen tätä ajankohtaa imeytyminen on vielä käynnissä ja tämän jälkeen IgG1-pitoisuudet alkavat vähitell-

YDINKOHDAT:

- Neuvo tuottajia lypsämään lehmä heti poikimisen jälkeen, mittaamaan ternimaidon laatu sekä juottamaan se oikein.
- Jollei vasikka jaksa imeä, letkuta ternimaito tai opeta tekniikka tuottajalle.
- Seuraa tarvittaessa juoton onnistumista vasikoiden verinäytteiden avulla.
- Ternijuoton epäonnistuminen on karjaongelma, jos yli kolmella vasikalla 12:sta todetaan puutteellinen passiivinen immunitetti.
- Ripulitiloilla kannattaa harkita rototusta, jolla saadaan ternimaitoon rotavirus- ja koronavirus- ja kolibakteerivasta-aineita.



KUVA 1 FIGURE

Kolostrometrissä hyvälaatuinen ternimaito on vibreällä ja huonolaatuinen ternimaito punaisella alueella.¹⁴

Good colostrum is in the green and poor quality colostrum in the red area of the colostrumeter.¹⁴

len laskea hajoamisen ja erittymisen takia.² Vasikan oma vastaainetuotanto käynnistyy vähitellen sen ensimmäisten elinpäivien ja -viikkojen aikana, ja noin 6 viikon ikäisellä vasikalla sen omat immunoglobuliinit vastaavat pääsääntöisesti humoraalisesta eli vastaainevälitteisestä puolustuksesta.⁴

TERNIM AidON LAATUUN VAIKUTTAVAT TEKIJÄT

Hyvälaatuisen ternimaidon kansainvälisenä suositusarvona pidetään IgG-pitoisuutta 50 g/l ja erittäin heikkolaatuista on ternimaito, jonka IgG-pitoisuus on alle 20 g/l.⁵ Norjalaiset tutkijat totesivat, että 58 % ternimaitonäytteistä ei

täyttänyt hyvälaatuisen ternimaidon laatuvaatimusta.⁶ Vaihtelu yksilöiden välillä oli suurta, 4–235 g/l, mediaanin ollessa 45 g/l. Guliksenin ym.⁶ mukaan tärkeimmät ternimaidon laatuun vaikuttavat tekijät olivat lehmän poikimakerata, poikimakuukausi ja maidon soluluku. Myös lähtökarjalla oli vaikutusta ternimaidon laatuun. Karjojen välinen vaihtelu selitti 14 % ternimaidon laatueroista. Ensimmäisen ja toisen kerran poikivien lehmien maito oli merkitsevästi heikkolaatuisempaa kuin yli neljä kertaa poikineiden, ja kaikista heikkolaatuisinta oli kaksi kertaa poikineiden lehmien maito. Kohonnut solupitoisuus heikensi ternimaidon laatua. Talvikuukausina ternimaito oli heikkolaatuisinta ja parasta syksyllä elokuusta lokakuuhun. Monissa aiemmissä tutkimuksissa on todettu, että nimenomaan hiehojen ternimaito on laadultaan heikointa.^{7, 8}

Tärkeimmät ternimaidon laatuun vaikuttavat tekijät ovat ensimmäisen lypsykerran ajoittuminen poikimisen jälkeen sekä ensimmäisen lypsykerran maitomäärä.⁹ Ternimaito on sitä parempaa mitä pienempi ensimmäisen lypsykerran maitomäärä on ja mitä nopeammin poikimisen jälkeen lehmä lypsetään.

Vasta-aineiden erittyminen lehmän verestä utareeseen alkaa 4–6 viikkoa ennen poikimista.² Hyvin lyhyen ummessaoloajan on todettu heikentävän ternimaidon laatua, mutta 40 ja 60 vuorokauden ummessaoloaikojen välillä ei havaittu merkitsevää eroa ternimaidon laadussa.¹⁰ Rytkönen ym.¹¹ eivät todenneet rajoitetun ruokinnan vaikuttavan emolehmien ternimaidon laatuun, mutta Shearer ym.⁸ totesivat lypsyrotuisten lehmien laihtumisen ummessaoloaikana heikentävän niiden ternimaidon laatua. Myös lehmän rotu vaikuttaa ternimaidon laatuun. Emolehmien ternimaito (IgG 113,4 g/l) on lypsyrotuisten

ternimaitoa (IgG 42,7 g/l) laadukkaampaa¹² ja holsteinlehmien ternimaito on IgG-pitoisuudeltaan tilastollisesti merkitsevästi ays-hire- ja jerseylehmien ternimaitoa heikompaa.¹³

Monissa maissa ternimaidon lämpökäsittelyä eli pastörintia suositellaan paratuberkuloosi-, mykoplasma-, listeria-, salmonella- ja kolibakteerien määrän vähentämiseksi, vaikka se samalla pienentää ternimaidon IgG-pitoisuutta noin 30 %.¹⁴ Johnson ym.¹⁵ totesivat pastöroinnin pienentävän maidon bakteeripitoisuutta merkitsevästi, mutta he eivät havainneet merkitsevää eroa IgG-pitoisuuksissa.

Hiehojen ja lehmien rokottamista ummessaoloaikana kolibakteeria, rotavirusta ja koronavirusta vastaan pidetään tärkeänä ternimaidon laatua parantavana tekijänä.¹⁴ Lactovac-rokotteella (Hoechst Roussel Vet) rokotettujen lehmien ternimaidon ja ternimaitoa saaneiden vasikoiden seerumin rotavirusvasta-ainepitoisuus oli tilastollisesti merkitsevästi suurempi kuin rokottamattomien lehmien ternimaidon ja vasikoiden seerumin vasta-ainepitoisuudet.¹⁶

TERNIM AidON LAADUN MITTAAMINEN

Ternimaidon laatua on vaikea arvioida sen ulkonäön avulla. Ternimaidon laatua voidaan helposti ja melko luotettavasti mitata kenttäolosuhteissa kolostrometrin (kuva 1) tai Brix-refraktometrin avulla. Asteikolla 0–32 % varustettu optinen tai digitaalinen refraktometri soveltuu hyvin sekä tuoreen että pakastetun ternimaidon laadun arviointiin.¹⁷ Brix-testin spesifisyys on 75 % ja sensitiivisyys 89 % RID-laboratoriotestiin (Radial Immunodiffusion) verrattuna raja-arvolla 22 %. Brix-testillä voidaan luokitella ternimaito joko hyvä- tai heikkolaatuiseksi. Brix-arvo 22 % vastaa ternimaidon IgG-pitoisuutta 50 g/l, joka on suositeltava raja-

TP luokka g/l TP stratum g/l	Kuolleisuus luokittain 16 viikon ikään mennessä Mortality by stratum until 16 weeks of age	
	Vasikoiden lukumäärä Number of calves	Kuolleisuus % Mortality %
< 40	60	23
40-44	366	16
45-49	775	11
50-54	904	7
≥ 55	1374	5
Kaikki Total	3479	8

TAULUKKO 1 TABLE

Seerumin kokonaisproteiinin (TP) ja vasikkakuolleisuuden yhteys Tylerin ym.³ mukaan.

Relationship between serum total protein and calf mortality according to Tyler et al.³

arvo hyvälaatuiselle ternimaidolle.¹⁷ Ternimaidon laatu paranee lukuarvon noustessa ja heikkenee sen laskiessa.

TERNIM AidON JUOTTO

Ternimaidon vasta-aineet imeytyvät vasikan suolistosta verenkiertoon 24 tunnin ajan syntymästä, minkä jälkeen ohutsuolen limakalvo ei enää läpäise vasta-aineita. Ternijuoton viivästyminen voi pitkittää imeytymistä 36 tuntiin saakka.¹⁸ Tehokkainta imeytyminen on 4 ensimmäisen elintunnin aikana ja se alkaa nopeasti vähentyä 12 tunnin kuluttua syntymästä.¹⁹ Rajalan ja Castrénin²⁰ mukaan jokainen 30 minuutin viivästyminen ternimaidon saannissa syntymän jälkeen pienentää vasikan seerumin IgG-pitoisuutta 2 g/l. Vasikan tulisi saada ensimmäinen ternimaitoannos muutamien minuuttien ja viimeistään tunnin kuluessa syntymästä.¹⁴

Emon läheisyys ja ternimaidon imeminen suoraan nisästä tehovat vasta-aineiden imeytymistä,

mutta pelkässä vierihoidossa olevien vasikoiden passiivinen immunititeetti jää usein varsin heikoksi, jollei ternimaidon saantia varmisteta.²¹ Perinteinen ternijuoton ohje on 2 l ensimmäisellä juotokerralla tuttisangosta ja vielä toinen 2 l:n annos 12 tunnin kuluessa syntymästä.²² McGuiirikin ja Collinsin²³ mukaan onnistunut ternimaidon juotto-ohjelma edellyttää, että vasikka vieroitetaan alle tunnin ikäisenä, se siirretään puhtaaseen vasikkakarsinaan ja sille letkutetaan 3–4 litraa tuoretta tai jääkaapissa säilytettyä hygieeniseltä laadultaan moitteetonta ternimaitoa kertaannoksena. Letkuttaminen voi kuitenkin viivästyttää imeytymistä 2–4 tunnilla, sillä osa maidosta ohjautuu etumahoihin ja siirtyy vasta sieltä juoksutusmahaan ja ohutsuoleen.²²

Vasikoiden passiivinen immunititeetti on yleensä riittävä, mikäli sen ensimmäisellä juotokerralla saama IgG1-määrä on yli 100 g.²⁴ Emoan imeneiden lypsykarjavasikoiden heikon passiivisen immunitietin taustalla arvellaan olevan

Vasikat joilla seerumin TP < 55 g/l Number of calves serum TP < 55 g/l	% testatuista vasikoista % of calves tested	Tulkinta Interpretation
0–1/12	0–8 %	Ei karjaongelmaa No farm-level problem
2–3/12	17–25 %	Rajatapaus Borderline
≥ 4 / 12	≥ 33 %	Karjaongelma Farm-level problem

TAULUKKO 2 TABLE

Passiivisen immuniteetin mittaaminen karjatasolla McGurikin ym.²² mukaan.

Herd-based testing for failure of passive immunity according to McGuirk SM et al.²²

liian pienen ternimaitoannoksen, ternimaidon heikon laadun sekä viivästyneen ternimaidon saannin. Tuttipullolla tai letkuttamalla ruokittujen vasikoiden seerumin IgG1-pitoisuuksissa ei ole eroja silloin, kun niiden saama IgG1-määrä oli sama.²⁴ Pullojuotetut vasikat saavat ternimaitoa kuitenkin käytännössä usein vähemmän kuin letkutetut, sillä vasikat eivät jaksa juoda ternimaitoa niin paljon kuin letkutettamalla annetaan. Letkutettaessa märekkouru ei sulkeudu kunnolla ja osa ternimaidosta ohjautuu etumahoihin. Tästä syystä letkutettavan annoksen tulee olla yli 2 l.² Pakastettua ternimaitoa saaneilla vasikoilla on tilastollisesti merkittävästi suurempi puutteellisen immuniteetin riski kuin tuoretta tai jääkapissa säilytettyä ternimaitoa saaneilla.²⁴

VASIKAN IMMUNITEETIN MITTAAMINEN

Ternimaitojuoton onnistumista voidaan seurata mittaamalla vasikan seerumin IgG1-pitoisuutta joko suoralla tai epäsuoralla menetelmällä. Suoria mittaamenetelmiä ovat RID ja ELISA (enzyme-linked immunosorbent assay). Standardimenetelmänä pidettävä RID vaatii

laboratorio-olosuhteet. Se on suhteellisen kallis ja hidas menetelmä. ELISA on yhtä luotettava kuin RID mutta edullisempi ja nopeampi.²⁵

Molemmat menetelmät vaativat kalliit laboratoriolaitteet, mutta RID-testiä on saatavana myös pikatestinä, joka on melko kallis ja vähemmän luotettava kuin laboratoriotesti.²⁵

Hassing ym.⁴ mittasivat RID-menetelmällä vastasyntyneiden vasikoiden seerumin IgG-pitoisuudeksi $0,1 \pm 0,2$ g/l. Pitoisuus oli korkeimmillaan 3 vuorokauden ikäisellä vasikalla 24,0 g/l. Tämän jälkeen IgG-pitoisuus laski 50 vuorokauden ikään saakka ja oli pienimmillään 11,8 g/l. Lasku johtui siitä, että maternaalisia vasta-aineita hajoaa nopeammin kuin vasikan omia vasta-aineita muodostuu. Maternaalisten vasta-aineiden puoliintumisaika oli $10,1 \pm 8,9$ vuorokautta. Tutkimuksen vasikat saivat valvotusti 2 l ternimaitoa tuttupullosta 1–6 tunnin kuluessa syntymästä.

Rajalan ja Castrénin²⁰ mukaan parhaan ja heikomman vasikaryhmän seerumin IgG-pitoisuudet erosivat toisistaan. Heikoimman viidenneksen IgG-pitoisuus jäi alle 10 g/l ja pysyi suhteellisen tasaisena koko 84 tutkimusvuorokau-

den ajan. Parhaan viidenneksen IgG-pitoisuus nousi yli 40 g/l, ja se laski tasaisesti koko tutkimusajan, mutta oli kuitenkin vielä 84 vuorokauden jälkeen yli 20 g/l eli noin kaksi kertaa suurempi kuin heikoimmalla viidenneksellä.

Epäsuorasti IgG1-pitoisuutta voidaan mitata muun muassa seerumin kokonaisproteiinin (TP),²⁵ gammaglutamyylitransferaasin (GGT)²⁶ ja glutaraldehyditestin (GAT)²⁷ avulla. Näiden testien etuna on nopeus, edullinen hinta ja se, että ne voidaan tehdä joko kenttäolosuhteissa refraktometrilä tai eläinlääkärin vastaanotoilla olevien kuivakemian laitteiden tai glutaraldehydiliuoksen avulla. Testejä on vertailtu taulukossa 3.

Kokonaisproteiinin mittaaminen

Vasikan seerumin kokonaisproteiinipitoisuutta voidaan mitata ominaispainomittarin eli refraktometrin avulla. Markkinoilla on edullisia käsikäyttöisiä refraktometrejä, joissa on erillinen asteikko (0–12 g/dl = 0–120 g/l) seerumin kokonaisproteiinille. Valmistaja (Westover Scientific) suosittelee mittaria RHC-200ATC käytettäväksi 2–5 vuorokauden ikäisille vasikoille siten, että raja-arvo alle 50 g/l kertoo passiivisen immunisoinnin epäonnistumisesta, 50–55 g/l kohtuullisesta ja yli 55 g/l hyvästä passiivisesta immuniteetistä. Nestevajauksesta kärsivillä vasikoilla testitulos voi olla väärä positiivinen.²

Calloway ym.²⁸ vertasivat kolmen eri valmistajan refraktometrejä, joiden mittaustulokset 49 g/l, 48 g/l ja 51 g/l vastasivat seerumin IgG-pitoisuutta 10 g/l. He suosittelevat alle 10 vuorokauden ikäisten vasikoiden passiivisen immunisoinnin epäonnistumisen rajaksi joko alle 50 g/l tai 52 g/l. Molemmilla raja-arvoilla sekä testin sensitiivisyys että spesifisyys on yli 0,80, mikä luokittelee oikein yli 85 % vasikoista. Refraktometrimittaus

	Menetelmä Method	Raja-arvo /seerumi Limit value /serum	Ikä/vrk Age/d	Tutkimuspaikka Research place	Luokittelee oikein % vasikoista Correct classified calves %
Suorat menetelmät IgG.IIe	RID ²⁵	10 g/l ²	0–10 ^{25,27,29}	Laboratorio ²⁵ Laboratory ²⁵	Standardimenetelmä ²⁵ The gold standard ²⁵
Direct methods for IgG	ELISA ²⁵	10 g/l ²	0–10 ²⁵	Laboratorio ²⁵ Laboratory ²⁵	98 ²⁵
	RID-pikatesti ²⁵ RID-kits ²⁵	10 g/l ²	0–10 ²⁵	Kenttätesti ²⁵ Field test ²⁵	82 ³¹
Epäsuorat menetelmät Indirect methods	Kokonasiproteiini ²⁵ Total protein ²⁵	52–55/l ²⁸	2–10 ²⁸	Kenttätesti ²⁸ Field test ²⁸	82 ³¹
		45 g/l ³⁰	30 ³⁰		
	GAT ²⁷	15 min ³¹	1–7 ²⁷	Vastaanotto / labra ²⁷ Practice / lab ²⁷	81 ³¹
	GGT ²⁶	200–50 IU ²⁶	1–14 ²⁶	Vastaanotto / labra ²⁶ Practice / lab ²⁶	63 (r = 0,63) ²⁶

TAULUKKO 3 TABLE

Vasikan immuniteetin mittaamenetelmien vertailu.

Comparing immunity measures for calves.

voidaan tehdä joko sentrifugoi-malla tai seisottamalla erotetusta seerumista.²⁹ Tulosten korrelaatio on 0,95.

Karjatason testauksessa suositellaan verinäytteen ottoa vähintään 12:lta alle viikon ikäiseltä vasikalta, joiden ensimmäisestä ternimaidon saannista on kulunut vähintään 6 tuntia. Tuloksia tulkitaan taulukon 2 mukaan. Jos tulos on rajatapaus, näytteitä tarvitaan enemmän.

Yli 10 vuorokauden ikäisillä vasikoilla refraktometrin käyttöä on tutkittu vähemmän. Seerumin kokonaisproteiinipitoisuus on alimmillaan, kun vasikka on noin 30 vuorokautta vanha.³⁰ Fairut ym.³⁰ suosittelevat raja-arvoa 45 g/l sille, onko kuukauden ikäisen vasikan passiivinen immunisointi onnistunut. Bagger ja Eriksen³¹ suosittelevat refraktometrin käyttöä kentällä tehtävään ternimaidon saannin arviointiin.

Glutaraldehyditesti

Tennant ym.²⁷ kehittivät glutaral-

dehyditestistä modifikaation, joka soveltuu vasikoiden passiivisen immuniteetin määrittämiseen. Testi suoritetaan lasiputkessa lisäämällä 0,5 ml vasikan seerumia 50 µl:aan 10-prosenttista glutaraldehydiliuosta. Tunnin kuluessa hyytynyt seerumi antaa positiivisen ja hyytymätön negatiivisen testituloksen. Testissä negatiivisten vasikoiden seerumin IgG-pitoisuus on hyvin pieni ≤ 4 g/l. Negatiivisten vasikoiden kuolleisuus oli 17 %, kun se positiivisilla vasikoilla oli vain 3,4 %. Bagger ja Eriksen³¹ havaitsivat tutkimuksessaan 15 minuutin hyytymisajan vastaavan seerumin IgG-pitoisuutta 10 g/l.

Gammaglutamyyli transferaasi-aktiivisuuden mittaaminen

GGT on yksi ternimaidon proteiineista. Ternimaitoa saaneiden vasikoiden seerumin GGT-pitoisuus on yli 60 kertaa suurempi kuin pitoisuus aikuisessa naudassa.³² Pitoisuus palautuu aikuisen tasolle noin 5 viikossa syntymän jälkeen.

Ternimaitoa saamattomilla vasikoilla pitoisuus pysyy koko ajan aikuisen naudan tasolla. GGT-pitoisuus kuvaa hyvin ternimaidon saantia alle 10 vuorokauden ikäisillä vasikoilla, mutta kokonaisproteiinipitoisuus on luotettavampi tätä vanhemmilla vasikoilla.²⁶ Alle vuorokauden ikäisillä vasikoilla GGT-pitoisuuden pitäisi olla yli 200 IU/l, 4 vuorokauden ikäisillä yli 100 IU/l ja viikon ikäisillä yli 75 IU/l. Alle 2 viikon ikäisillä vasikoilla alle 50 IU/l:n pitoisuus kertoo passiivisen immunisoinnin epäonnistumisesta.²⁶

POHDINTA

Vasikkakuolleisuus on Suomessa huolestuttavan suuri. Lisäksi maitotilojen välitysvasikoiden terveydessä todetaan usein huomauttamista, kuten napa- ja niveltulehduksia. Yksi syy ongelmiin voi olla vasikoiden puutteellinen passiivinen immuniteetti.³

Eläinlääkäreiden tulee korostaa

tiloille synnytysten valvonnan sekä nopean ternimaidon lypsämisen ja juottamisen merkitystä vasikan vastustuskyvylle. Ternimaidon laatu varmistetaan mittaamalla.¹⁶ Vasikalle juotetaan 2 l hyvälaatuista ternimaitoa mahdollisimman pian syntymän jälkeen ja annos uusitaan 12 tunnin kuluessa syntymästä.²² Vasikan pitää saada yli 100 g IgG:tä.²⁴ Kun ternimaidon laatu on mitattu, voi tarvittavan annoksen laskea. Ternimaitoa, jonka IgG-pitoisuus on 40 g/l, tarvitaan yli 2,5 l.

Jos ternimaidon laatu on heikkoa tai se ei ole selvillä, on perusteltua käyttää suurempaa ternimaitoannosta.^{6, 12} Ayshirevasikalle ja jerseyille suositellaan 3 l:n ja holsteinille 4 l:n kerta-annosta.²³ Näin isoa annosta vasikka ei yleensä jaksa juoda itse, joten maito annetaan letkuttamalla. Erityisen tärkeää letkuttaminen on synnytyksessä hapenpuutteesta kärsineille vasikoille, joiden imurefleksin on heikko tai puuttuu.²

Osa ulkomaisia isoja tiloja on siirtynyt ternimaitoannosten ruutiinimaiseen letkuttamiseen. Suomessakin tämä voi olla yksi vaihtoehto isoilla lypsykarjatiljoilla, joilla työvoimasta on pulaa. Vasikoiden pikavierottaminen emistään ei Suomen hyvän nautatautitilanteen takia ole tarpeellista.

Emolehmien hyvän ternimaidon laadun takia perinteinen vierihoido takaa yleensä vasikoiden riittävän vasta-aineiden saannin, kunhan ensimmäisen imemisen onnistuminen valvotaan.² Tuttijuotto tai letkuttaminen on tarpeen vain, jos imeminen ei onnistu.

Eläinlääkärin kannattaa seurata tilan vasikoiden seerumin vasta-ainepitoisuuksia mittaamalla, mikäli tilan vasikoiden laadussa on ollut huomautettavaa. Suorat menetelmät IgG-pitoisuuden mittaamiselle ovat luotettavia mutta kalliita. Kenttäolosuhteissa epäsuorat menetelmät ovat käyttökelpoisia karjatason testeinä. Yksi tapa on

mitata vasikoiden seerumin kokonaisproteiinipitoisuus refraktometrillä.²⁹ Menetelmä toimii parhaiten alle viikon ikäisillä vasikoilla ja on kohtuullisen luotettava ainakin 10 vuorokauden ikään saakka.^{27, 29} Tuloksia voidaan tulkita taulukon 2 mukaan. Myös GAT-testiä tai GGT-testiä voidaan käyttää, mikäli vastaanoton laboratoriovalmiudet ovat riittävät. GGT-testi voidaan tehdä melko nopeasti kuivakemian laitteiden avulla, mutta GAT-testi vaatii pidempiaikaista seerumin hyytymisajan seurantaa.

Lehmien ja hiehojen rokottaminen rotavirus-, coronavirus- ja kolibakteerirokotteella ummessaoloaikana on ripuliongelmakarjoissa varteenotettava vaihtoehto ternimaidon vasta-ainepitoisuuksien parantamiseksi.¹⁶ Rokote on Suomessa saatavilla erityisluvalla. Ennen sen käyttöönottoa ripulien syy tulee selvittää Evirassa.

Ternimaito-ohjelmat ovat tärkeä osa suurten ulkomaisten karjojen terveydenhuoltoa.¹⁴ Synnytysten onnistumista, ternimaidon laatua, juottomääriä ja ensimmäisen vuorokauden juottoajankohtia seurataan tiloilla systemaattisesti. Eläinlääkäri seuraa ohjelman onnistumista terveydenhuoltokäynneillä vasikoista otettavien verinäytteiden avulla. Vastaaville ohjelmille olisi varmasti tarvetta myös Suomessa.

Laajempaa viimeaikaista tutkimustietoa suomalaisten lehmien ternimaidon laadusta ja vasikoiden seerumin totaaliproteiinipitoisuuksista ei ole saatavilla. Asia kaipaakin mielestämme jatkotutkimuksia.

LÄHDEKIRJALLISUUS

1. Barrington GM, Parish SM. Ruminant immunodeficiency diseases. Kirjassa: Smith BP. Large animal internal medicine. 3. painos. Mosby: ST. Louis; 2002, 1600–1.
2. Radostitis OM, Gay CC, Hinchcliff KW, Constable PD. Chapter 3: Diseases of the newborn. Kirjassa: Veterinary medicine. 10. painos. Saunders Elsevier; Espanja 2007, 149–57.

3. Tyler JW, Hancock DD, Thorne JG, Gay CC, Gay JM. Partitioning the mortality risk associated with inadequate passive transfer of colostral immunoglobulins in dairy calves. J Vet Intern Med. 1999;13:335–7.

4. Hassing M, Stadler T, Lutz H. Transition from maternal to endogenous antibodies in newborn calves. Vet Rec. 2007;160:234–5.

5. Olson DP, Woodart LF, Bull RC, Everson DO. Immunoglobulin levels in serum and colostral whey of protein metabolisable energy restricted beef cows. Res Vet Sci. 1981;30:49–52.

6. Gulliksen SM, Lie KI, Sølvørød L, Østerås O. Risk factors associated with colostrum quality in Norwegian dairy cows. J Dairy Sci. 2008;91:704–12.

7. Ibrahim A, Lemma A. Relationships between serum protein concentration and passive transfer of immunity, morbidity and mortality of dairy calves in market oriented urban dairy farms. Rev Méd Vét. 2009;160:394–9.

8. Shearer J, Mohammed HO, Brenneman JS, Tran TQ. Factors associated with concentrations of immunoglobulins in colostrums at the first milking postpartum. Prev Vet Med. 1992; 14:143–54.

9. Morin DE, Nelson SV, Reid ED, Nagy DW, Dahl GE, Constable PD. Effect of colostral volume, interval between calving and first milking, and photoperiod on colostral IgG concentrations in dairy cows. J Am Vet Med Assoc. 2010;237:420–8.

10. Grusenmeyer DJ, Ryan CM, Galton DM, Overton TR. Shortening the dry period from 60 to 40 days does not affect colostrums quality but decreases colostrum yield by Holstein cows. J Anim Sci. 2006;84 Suppl. 1:336

11. Rytönen A-K, Hänninen L, Manninen M. Rajoitetun ruokinnan vaikutus emolehmien ja vasikoiden painoon, ternimaidon laatuun ja vasikoiden seerumin IgG-pitoisuuteen. Suomen Eläinlääkäril. 2004;427–33.

12. Guy MA, McFadden TB, Cockrell DC. Regulation of colostrums formation in beef and dairy cows. J Dairy Sci. 1994;77:3002–7.

13. Muller LD, Ellinger DK. Colostral immunoglobulin concentrations among breeds of dairy cattle. J Dairy Sci. 1981;64:1727–30.

14. Boerema S-J, Cannas da Silva J, Mee J, Noordhuizen J. Annexes to section 1. Kirjassa: Farm health and productivity management of dairy young stock. 1. painos. Wageningen Academic; Alankomaat 2010:91–129.

15. Johnson JL, Godden SM, Molitor T, Ames T, Hagman D. Effects of feeding heat-treated colostrum on passive trans-

fer of immune and nutritional parameters in neonatal dairy calves. *J Dairy Sci.* 2007;90:5189–98.

16. Le Rousic S, Klein N, Houghton S, Charleston B. Use of colostrums from rotavirus-immunised cows as a single feed to prevent rotavirus induced diarrhoea in calves. *Vet Rec.* 2000;147:160–1.

17. Biemann V, Gillian J, Perkins NR, Skidmore AL, Godden S, Leslie KE. An evaluation of Brix refractometry instruments for measurement of colostrum quality in dairy cattle. *J Dairy Sci.* 2010;93:3713–21.

18. Stott GH, Marx DB, Menefee BE. Colostral immunoglobulin transfer in calves 1. Period of absorption. *J Dairy Sci.* 1979;62:1632–8.

19. Weaver DM, Tyler JF, VanMetre DC, Hostetler DE, Barrington GM. Passive transfer of colostral immunoglobulins in calves – a review. *J Vet Intern Med.* 2000;14:569–77.

20. Rajala P, Castrén H. Serum immunoglobulin concentrations and health of dairy calves in two management systems from birth to 12 weeks of age. *J Dairy Sci.* 1995;78:2737–44.

21. Trotz-William LA, Leslie KE, Peregrine AS. Passive immunity in Ontario dairy calves and investigation of its association with calf management practices. *J Dairy Sci.* 2008;91:3840–9.

22. Quigley J. Passive immunity in newborn calves. *Advanc Dairy Technol.* 2007;19:247–65.

23. McGurik SM, Collins M. Managing the production, storage and delivery of colostrum. *Vet Clin North Am Food Anim Pract.* 2004;20:593–603.

24. Besser TE, Clive CG, Pritchett L. Comparison of three methods of feeding colostrums to dairy calves. *J Am Vet Med Assoc.* 1991;198:419–22.

25. Lee SH, Jaekal CS, Bae BH, Chung SC, Yun MJ, Gwak GJ ym. Enzyme-linked immunosorbent assay, single radial immunodiffusion, and indirect methods for the detection of failure of passive transfer of passive immunity in dairy calves. *J Vet Intern Med.* 2008;22:212–8.

26. Parish SM, Tyler JW, Besser TE, Gay CC, Krytenberg D. Prediction of serum IgG1 concentration in Holstein calves using serum gamma glutamyltransferase activity. *J Vet Internal Med.* 1997;11:344–7.

27. Tennant B, Baldwin BH, Braun RK, Norcross NL, Sandholm M. Use of glutaraldehyde coagulation test for detection of hypogammaglobulinemia in neonatal calves. *J Am Vet Med Assoc.* 1979;174:848–53.

28. Calloway CD, Tyler JW, Tessman RK, Hostetler D, Holle J. Comparison of refractometers and test endpoints in the measurement of serum protein concentration to assess passive transfer status in calves. *J Am Vet Med Assoc.* 2002;221:1605–8.

29. Wallace MM, Jarvie BD, Perkins NR, Leslie KE. A comparison of serum harvesting methods and type of refractometer for determining total solids to estimate failure of passive transfer in calves. *Can Vet J.* 2006;47:573–5.

30. Fairut CA, Loaiza V, Campos GR. Assessment of the passive transference of immunity in calves through metabolic indicators. *Acta Agronomi.* 2009;58:174–9.

31. Bagger M, Eriksen L. Comparison of different methods for measuring immunoglobulin content in calf serum. *Acta Vet Scand.* 2003;44:26.

32. Thompson JC, Pauli JV. Colostral transfer of gamma glutamyl tranpeptidase in calves. *New Z Vet J.* 1981;29:223–6

KIRJOITTAJIEN OSOITTEET

Kaisa Hartikainen, ELL, TKI-eläinlääkäri, Savonia AMK, Pölläkäntie 104 73810 Palonurmi, pub. (044) 785 6622, kaisa.hartikainen@savonia.fi.

Artikkeli on osa kirjoittajan tuotantoeläinten terveyden- ja sairanhoidon erikoiseläinlääkärintutkintoa.

Tuomas Herva, tuotantoeläinten terveyden- ja sairanhoidon erikoiseläinlääkäri, laatu päällikkö AtriaNauta

Helena Rautala, ELT, kliininen opettaja, Helsingin yliopisto, eläinlääketieteellinen tiedekunta