



Fordypningsoppgave 2022, 15pt

Produksjonsdyrmedisin og mattrygghet

NMBU Veterinærhøgskolen
Institutt for produksjonsdyrmedisin
Stasjonærklinisk seksjon

Norges miljø- og biovitenskapelige universitet

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfokalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Occurrence of gastro-intestinal nematodes and liver flukes in first season grazing beef cattle in 7 herds in Viken municipality in Norway

Konrad N. Storrusten, Kolbeinn Thrastarson, Elise Tjørnsletten
Kull 2016

Veiledere: Lisbeth Hektoen, Ian Woolsey

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfkalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Innhold

Sammendrag.....	5
Definisjoner og forkortelser	6
Innledning.....	7
Om kjøttfeproduksjon i Norge	7
Om storfe på beite	9
Beiteparasitter hos storfe i Norge.....	11
Påvisning av beiteparasitter.....	22
Forekomst av <i>Fasciola</i> sp. og GIN i andre land	24
Klinisk og økonomisk betydning av GIN og <i>F. hepatica</i> hos storfe.....	25
Kontroll med beiteparasittene	27
Formål	33
Materiale og metoder	34
Materiale.....	34
Prøvetaking.....	34
Oppbevaring av prøver	35
Parasittologisk undersøkelse	35
Resultater.....	37
Besetningene	37
EPG mellom besetninger.....	38
Effekt av beiterotasjon	40
Kalvenes alder	41
Leverikter	42
Diskusjon.....	42

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfkalver i 7
besetninger i Viken, Norge

Studiepopulasjon	42
Prøvetakingstidspunktet	43
Laboratorieundersøkelser	45
Vurderinger av funn	46
Konklusjon	48
Takk til bidragsyttere.....	48
Summary	49
Referanser.....	50
Vedlegg	57

Sammendrag

Tittel: Forekomst av gastrointestinale nematoder hos førsteårsbeitende kjøttfokalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Forfattere: Konrad N. Storrusten, Kolbeinn Thrastarson, Elise Tjørnsletten

Veileder: Lisbeth Hektoen, Ian Woolsey

Smitte med endoparasitter på beite kan påvirke helse og produksjon i storfebesetninger. De viktigste beiteparasittene hos storfe er nematodene *Ostertagia ostertagi* og *Cooperia oncophora*, samt den store leverikten, *Fasciola hepatica*. I denne studien har det blitt analysert avføringsprøver fra 58 kalver fra syv ulike kjøttfebesetninger i Viken og Oslo. Alle kalvene har vært ute på beite for første gang. Ingen av besetningene som deltok i studien hadde behandlet dyrene medikamentelt for innvollparasitter i løpet av beitesesongen. Prøvene ble analysert kvantitativt for egg fra gastrointestinale nematoder og kvalitativt for egg fra *Fasciola hepatica*. Prøvetakingsperioden var fra september til november i 2021 og ble gjort rett etter dyrene ble tatt inn fra beite.

Alle kalver fra alle besetninger hadde lave tall parasittegg (<500 EPG feces). Egg fra *Fasciola hepatica* ble ikke påvist. Vi fant ingen statistisk forskjell i EPG feces mellom besetninger som brukte beiterotasjon og besetninger som ikke hadde denne praksisen. EPG hos kalver over 200 dager gamle var høyere enn EPG hos kalver yngre enn 200 dager ($p = 0,01$).

Definisjoner og forkortelser

EPG	Egg per gram
GIN	Gastrointestinale nematoder (rundorm)
L1 - L5	Larvestadium 1 til 5
Beiterotasjon	Dyrene er flyttet til et nytt beite, men kommer tilbake til det gamle beitet senere i samme beitesesong.
FECRT	Faecal Egg Count Reduction Test (eggreduksjonstest)
Helminter	Parasittiske flat- (bl.a. ikter) og rundorm.
Anthelmintika	Legemidler som brukes mot helminter.
Strongylidtype-egg	Morfologisk like egg fra visse nematodearter, bla. <i>C. oncophora</i> og <i>O. ostertagi</i>

Innledning

For kjøttfeprodusenter er beite en verdifull ressurs for å få produksjonen til å gå rundt. Da beitende kjøttfe eksponeres for beiteparasitter som kan virke inn på utnyttelsen av beitet, er kunnskap om disse parasittene viktig. Det har vært gjort få studier av forekomsten av beiteparasitter hos storfe i Norge de siste tiårene, men undersøkelser gjort på 1970- og 1980-tallet viste at det var *C. oncophora* og *O. ostertagi* som var mest utbredt (Tharaldsen, 1976; Tharaldsen & Helle, 1984). Den faktiske forekomsten av store leverikter hos norske storfe er ikke undersøkt, men dette er et tema næringen er opptatt av og bekymret for. (Opsal et al., 2021)

Om kjøttfeproduksjon i Norge

Kjøttfeproduksjon baserer driften rundt hold av storferaser hvor god kjøttfylde og kjøttkvalitet ved slakt er målet, sammenlignet med melkeproduksjon med melkeraser hvor høy melkeytelse er primærfokuset, gjerne i kombinasjon med kjøttproduksjon.

Kjernen i kjøttfe-produksjon er ammekua: dette er kyr som pares/insemineres og som etter kalving går med kalven sin i noen måneder før den avvenes. I 2020 var antallet ammekyr i Norge 105 833 (Statistisk sentralbyrå, 2022), med 4134 besetninger med mordyr og en gjennomsnittlig besetningsstørrelse på 24,7 mordyr per besetning registrert i Storfekjøttkontrollen (STK) (Animalia, 2021). Antall kalvinger per besetning registrert i STK var 22,3. (Animalia, 2021). Det er vanligst å konsentrere kalvinga til vårmånedene med en kalvings-topp rundt mars-april (Animalia, 2021). Kalver født rundt den tiden avvenes som regel rundt månedsskiftet august/september. Etter avvenning, avhengig av kjønnets selvsagt, føres kalven opp til den skal pares og få kalv selv, eller til den er vokst seg stor nok til å sendes til slakteriet.

Utviklingen i melkeproduksjonen har vært økende avdrått og dermed et lavere behov for melkekyr, noe som viser seg ved at antallet melkekyr mellom 1999-2020 har gått fra 313 000 til 214 000. Den samme perioden har antallet ammekyr nærmest tredoblet seg (Statistisk sentralbyrå, 2021). Færre melkekyr har ført til at melkeprodusentene leverer færre dyr til slakt, samtidig som etterspørselen på kjøtt har økt, slik at man har fått underskudd av kjøtt i markedet og dermed økt behov for import (Landbruksdirektoratet, 2021). Antallet besetninger med melkekyr har gått ned de siste årene mens besetninger med ammekyr har økt like mye, og trolig vil denne økningen fortsette. Det vil derfor være riktig å anta at kjøttfeproduksjon i framtiden vil være et viktig ledd i den norske matforsyningen.

Valg av rase har mye å si for hvordan produsenten legger opp driften sin; det er vanlig å dele rasene inn etter ekstensive og intensive raser. De ekstensive rasene er mindre og greier i større grad å opprettholde god tilvekst på bare grovfôr, og gjerne av varierende kvalitet, og egner seg dermed godt for produsenter som har store beitearealer de vil ta i bruk. Eksempler på slike raser er Aberdeen Angus og Hereford. De intensive rasene er tyngre og har en høy tilvekst og vil dermed kreve et mer energirik fôr, da grovfôr av høy kvalitet og kraftfôr. Eksempler på intensive raser er Limousin, Simmental og Charolais. De fem rasene nevnt her er de vanligste i Norge (Animalia, 2021). De ulike rasene har ulike kvaliteter som en produsent kan ønske å utnytte; utover selve ressursbruken rundt dyrene er det også mer spesifikke egenskaper som f.eks. mengden kjøtt etter slakting og kvaliteten på denne, morsegenskaper, lynne og lett kalvinger (Ringdal et al., 2015).

Det finnes ammeku-besetninger i alle Norges fylker, men det er likevel større tetthet noen steder enn andre. I 2020 fantes 56% av landets ammekyr i Innlandet, Trøndelag og Oslo/Viken. Dette gjenspeiler muligens at dette er fylker med større jordbruksareal sammenlignet med resten av landet. For å sammenligne er det samme året flest melkekyr i

Trøndelag, Rogaland og Innlandet med 58% av landets melkekyr lokalisert her (Statistisk sentralbyrå, 2021).

Om storfe på beite

Det å ha storfe på beite i Norge har lange tradisjoner og har store fordeler både med hensyn til dyrevelferd og som fôrressurs for en produsent til dyrene sine. På beite får storfe frisk luft, mosjon og muligheten til å utøve naturlig atferd, samt at de får oppholde seg på et mer komfortabelt underlag enn inne i fjøset (Grøndahl et al., 2011).

Det totale jordbruksarealet som var i drift i Norge i 2020 var på 9,86 millioner dekar og av dette utgjorde eng og beite den største kategorien med 67% av det totale arealet (Statistisk sentralbyrå, 2021). I Norge definerer vi to slags typer beiter storfe kan benytte; utmarks- og innmarksbeite. Innmarksbeite er et jordbruksareal som kan benyttes til beite, men som ikke kan høstes maskinelt (NIBIO, 2020). Et slikt beite er vanligvis inngjerdet og har «kulturpreg» hvilket betyr at det domineres av en vegetasjon som gjerne har god næringsverdi for beitedyr. Innmarksbeiter utgjør 20% av jordbruksarealet i Norge. Områder som benyttes til beiting, men som ikke møter kravene som stilles for innmarksbeite, defineres som utmarksbeite. Av det norske landarealet utgjør utmark 95%, nesten halvparten av dette egner som beite for husdyr, og av dette er 10% klassifisert som beite av beste klasse (Rekdal, 2016). Ulike naturtyper hvor utmarksbeite foregår er snaufjell, fjellskog, produktiv barskog, raviner, fjord- og dalsider, fuktlandskap og strandenger (Rekdal & Angeloff, 2022).

Å få storfe ut på beite er forskriftsfestet gjennom *Forskrift om hold av storfe* som er hjemlet i Dyrevelferdsloven. Forskriften stiller her et minimumskrav på 8 uker med beite i løpet av sommerhalvåret, og hvis dyrene står oppstallet i båsfjøs skal denne perioden være 16

uker. Denne perioden kan likevel reduseres med inntil 4 uker dersom naturgitte forhold på beitet ikke gjør det mulig. (Forskrift om hold av storfe, 2004).

Siden mye av kostnadene ved ammekuproduksjon relateres til fôringa, er det å ha dyrene på beite en stor faktor som er viktig for økonomien i produksjonen. Det anslås at ammekuproduksjon med full framfôring (dvs. at dyrene blir i samme besetning fra kalving til slakt) i gjennomsnitt får mellom 30-35% av energibehovet fra innmarks- og utmarksbeite (Een Thuen & Tufte, 2019).

Opsal et. al (2021) fant at de vanligste beitestrategiene brukt av norske storfeprodusenter var: de med kjøttfe hadde dyrene ute på beite i gjennomsnitt 5,4 måneder, mens melkeprodusentene hadde de førsteårsbeitende dyrene ute i gj. snitt 4,2 måneder og de andreårsbeitende 4,3 måneder. Det var vanlig å bruke det samme beitet til storfe mer enn én sesong, men flesteparten skiftet også beite innad i sesongen. Majoriteten av deltakerne i undersøkelsen oppga også at dyrene gikk på innmarksbeite mesteparten av beitesesongen. Beiteslipp var for begge driftsformene hovedsakelig i mai til juni.

Selv om beitebruk har mange fordeler både for dyr og produsent, er det likevel også noen utfordringer forbundet med beiting. En av disse er eksponeringen dyrene får for *beiteparasitter*, altså parasitter som dyr blir infiserte med på beite, og de konsekvenser det kan få. Beiteparasitter kan føre til redusert tilvekst, sykdom og i verste fall død. Håndtering av beiteparasitter er derfor av stor viktighet både for dyrets velferd og bondens økonomi.

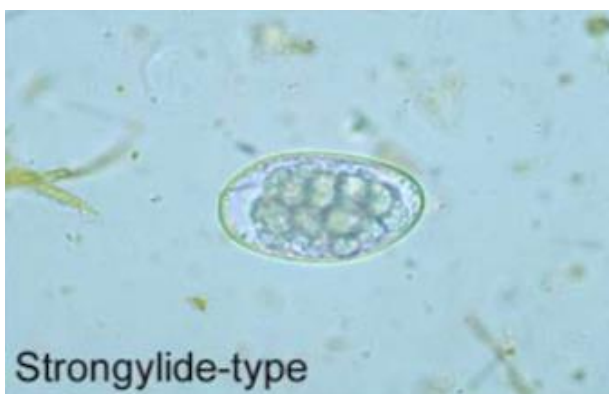
Beiteparasitter hos storfe i Norge

Denne delen presenterer et utvalg av de mest relevante beiteparasittene under norske forhold, også noen det ikke har blitt undersøkt for i vår studie, for å gi et helhetlig bilde av parasittsituasjonen for norske drøvtyggere. Det er ikke gjort store undersøkelser av den faktiske forekomsten av beiteparasitter i Norge, men i denne introduksjonen har vi basert oss på norske læringsressurser i parasittologi samt internasjonale lærebøker i parasittologi og veterinærmedisin.

Her omtales artene *Ostertagia ostertagi*, *Cooperia oncophora*, *Fasciola hepatica*, *Eimeria* spp., *Dictyocaulus viviparus* og *Moniezia benedeni*. Presentasjonen vil være grundigst for de artene som er inkludert i vår studie: *O. ostertagi*, *C. oncophora* og *F. hepatica*, som også er de viktigste artene for storfe.

Ostertagia ostertagi

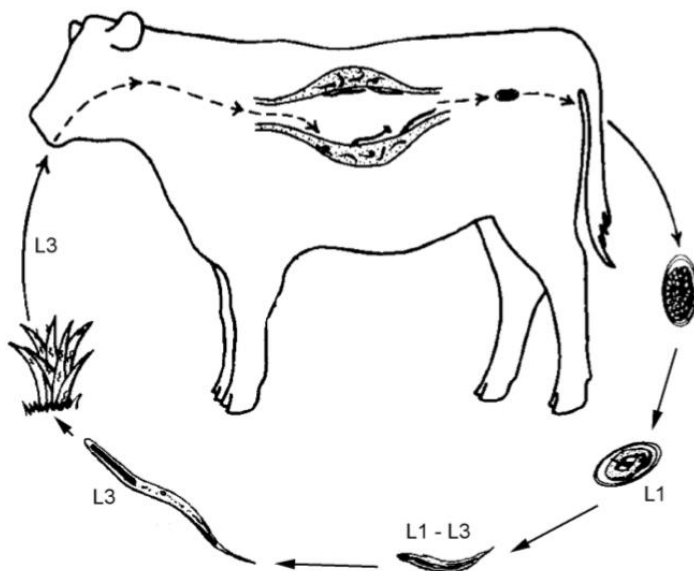
O. ostertagi kalles *den brune løpeormen* og lever i løpen hos storfe. De er vanligvis kortere enn 14 mm. Eggene er typiske strongylide-egg (se figur 1).



Figur 1: egg av strongylidtype (Gjerde, 2011b).

Livssyklus

Kjønnsmodne ormer lever på løpeslimhinnen, og produserer egg som kommer ut med avføringen (se figur 2). Fra eggene klekkes en førstestadiumslarve, L₁. Denne utvikler seg videre via L₂ til L₃ (andre- og tredjestadiumslarve). Hele utviklingen fra L₁ til L₃ foregår altså inne i kurukene på beitet. Hvor lang tid denne utviklingen tar, er avhengig av temperatur og fuktighet. L₃, som er det infektive stadiet for *O. ostertagi*, vandrer deretter ut fra kurukene til gresset omkring. L₃ infiserer kyr ved å bli spist sammen med beitegress, og havner på denne måten i kuas formager. Her kaster den av seg det ytterste av sine to hudlag, og vandrer ned i løpekjertlene i løpen. Der fortsetter den sin utvikling via L₄ til L₅. Omtrent 16-21 dager etter infeksjon, vandrer umodne L₅ opp fra kjertlene og utvikler seg til kjønnsmodne ormer på løpens slimhinneoverflate. Egg kan finnes i avføringen først 18-23 dager etter infeksjon (Gjerde, 2011a).



Figur 2: *Ostertagia ostertagi* livssyklus (Gjerde, 2011c).

Epidemiologi

Infektive L₃ overlever vinteren i beitet i Norge. Storfeet kan med andre ord smittes med en gang de kommer ut på et slikt beite om våren.

O. ostertagi er avhengig av en temperatur mellom 5°C og 35°C for å utvikle seg i beitet, optimal temperatur er mellom 20°C - 25°C. Man antar at de larvene som skilles ut tidlig i beitesesongen utvikler seg til infektive L₃ i løpet av 4-6 uker, mens de som skilles ut midtsommers utvikler seg i løpet av 1-2 uker. Potensielt kan mange larver da nå infektivt stadium samtidig i august, og man kan derfor se en markant økning i larvemengden i gresset på dette tidspunktet, dersom forholdene ligger til rette (Gjerde, 2011a).

Oppsummert er det *moderat* fuktige og varme somre som er mest gunstig for *O. ostertagis* utvikling i beitet. Mengden L₃ i beitet varierer gjennom beitesesongen, etter et fast mønster: man finner flest larver på ettersommeren og tidlig høst (august til oktober), deretter er det en nedgang gjennom vinteren og våren. I slutten av juni dør de siste larvene, som har overvintret fra forrige sommer. Deretter stiger larvemengden på ny fra juli, og når et maksimum i august/september (Gjerde, 2011a).

Evnen til å gå i hypobiose, en form for dvale, i vertsdyret, er en viktig egenskap hos *O. ostertagi*. Etter å ha utviklet seg til L₄ i løpekjertlene, kan larvene stoppe opp på dette utviklingsstadiet i lang tid - ofte vil de gjenoppta utviklingen til L₅ og bli kjønnsmodne ormer flere måneder senere, på senvinter til vår. Denne hypobiosen er primært en måte for parasitten å overleve i dyret på, fram til forholdene ute i det fri er mer gunstige, som f.eks. neste beitesesong (Bowman, 2021).

Klinisk bilde

Klinisk sykdom forårsaket av *O. ostertagi* i beitesesongen uten at ormene går gjennom hypobiose, kalles "type 1-ostertagiose" eller "sommerostertagiose". Når ormene våkner fra hypobiosen i innefôringssesongen og gir klinisk sykdom, typisk på senvinteren, kalles det "type 2-ostertagiose" eller "vintertostertagiose". Det kliniske bildet er likt for de to sykdomsvariantene, selv om tidspunktet kan være forskjellig. Dyrene får skader på løpekjertlene på grunn av at larvene oppholder seg og vokser der, men først og fremst når larvene vandrer ut fra løpekjertlene. Løpeslimhinnen blir betent og ødematøs. De skadde løpekjertlene gir en karakteristisk knudrete overflate på løpeslimhinnen.

Skadene gir fordøyelsesforstyrrelser, både i form av endret pH i løpen og også nedsatt proteinfordøyelse. Sterkt infiserte dyr vil derfor få diaré, redusert tilvekst og være dehydrerte. Situasjonen kan være akutt og alvorlig, men det kan også arte seg som en kronisk tilstand gjennom beitesesongen primært karakterisert av redusert tilvekst. Appetitten kan være god og magene fylte med fôr ved obduksjon, mens tarmtraktus er helt tom videre bakover pga. løpens reduserte funksjon (Bowman, 2021).

Klinisk sykdom sees først og fremst hos ungdyr eller førsteårsbeitende storfe, fordi dyrene blir immune etter å ha blitt utsatte for smitte en stund, vanligvis etter ca. 4-5 måneder. Dyr som har vært gjennom flere beitesesonger regnes gjerne for å være immune mot *O. ostertagi* (Gjerde, 2011a). Hos kjøttfe er det vanligst å se sykdom hos intensivt drevne flokker, hvor beitebelastningen er høy og nylig avvente kalver settes direkte på nedsmittede beiter. Det er mindre klinisk sykdom i ekstensivt drevne flokker (Constable et al., 2017).

Cooperia oncophora

Cooperia oncophora kan finnes hos storfe over hele landet. Den opptrer ofte sammen med *Ostertagia ostertagi* og sammen forsterker de hverandres negative effekter.

Livssyklusen til *C. oncophora* er i stor grad parallell med *O. ostertagis* livssyklus, både i dyret og utenfor. Forskjellen er at *C. oncophora* utvikler seg i kryptene i fremre del av tynntarmen og ikke i løpen, samt at storfe utvikler immunitet raskere mot *C. oncophora* (8-10 uker) enn mot *O. ostertagi*. Både *C. oncophora* og *O. ostertagi* har altså evnen til å overvintre både i beitet og i dyret i form av hypobiose. Egg kan finnes i feces 17-22 dager etter infeksjon.

Klinisk vil en ren-infeksjon med *C. oncophora* gi bløt avføring til diaré, samt redusert fôropptak og tilvekst. Ved blandingsinfeksjon med *O. ostertagi* får dyret skader i både løpeslimhinnen og tarmslimhinnen, og dette kalles gjerne *parasittær gastroenteritt* (PGE). Det er vanligere å se slik blandingsinfeksjon enn ren-infeksjon (Constable et al., 2017).

O. ostertagi og *C. oncophora* inngår i samlebegrepet "GIN" (gastro-intestinale nematoder). Gastro-intestinale viser til at de befinner seg i mage-tarm-traktus og nematoder viser til at de er rundormer. Gruppen inneholder flere rundormer enn bare disse to, men det er disse to som er relevante i vår oppgave.

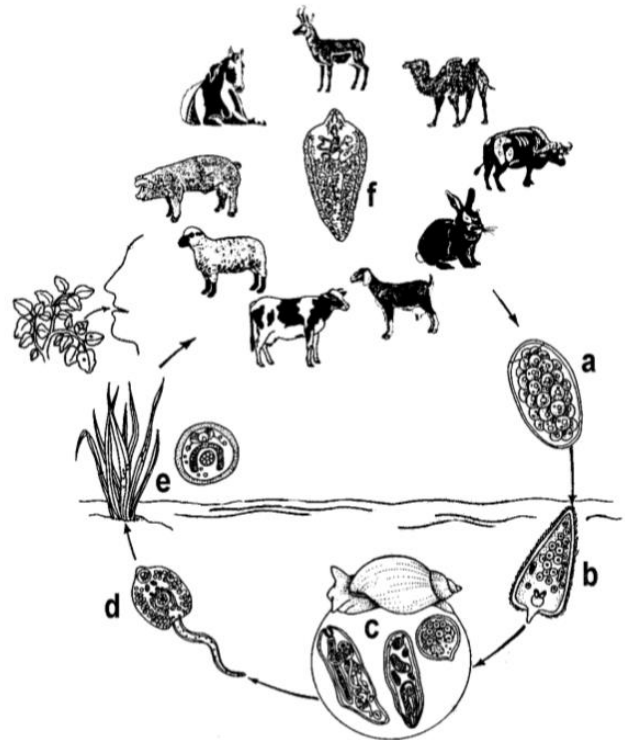
Fasciola hepatica

Fasciola hepatica, også kjent som "den store leverikten", er en flatorm som kan finnes i gallegangene i levra hos mange pattedyr, særlig planteetere, siden smitten skjer ved inntak av planter. Voksne ikter har bladform og er 2-3 cm lange og 1 cm brede.

I Norge kan den store leverikten finnes langs kysten og i lavlandet helt nord til Lofoten, men har tradisjonelt hatt størst betydning på Sørvestlandet (Rogaland og tidl. Hordaland fylker) (Gjerde, 2011a).

Livssyklus

F. hepatica har, i motsetning til de to foregående parasittene, en indirekte livssyklus (se figur 3). Storfe og andre plantespisende pattedyr er endeverter, og damsnegler (i slekten *Lymnaea*) som mellomverter. De kjønnsmodne iktene lever i gallegangene hos endeverten og produserer egg (se figur 4). Eggene følger galleutførselsgangen til tarmen og kommer ut med dyrets avføring.



Figur 3: *Fasciola hepaticas* livssyklus (Gjerde, 2011c).



Figur 4: egg fra *Fasciola hepatica* (Gjerde, 2011b)

Larvestadiene til *F. hepatica* har egne navn, i motsetning til GINs larvestadier, som bare kalles L₁, L₂ osv. Egget klekker i vann og ut kommer en *miracidium*, som er første larvestadium. Deretter går miracidiet inn i mellomverten *Lymnaea truncatula*, kjent som damsnegle på norsk. Der oppformerer den ukjønnert og utvikler seg videre. Det betyr at ett egg kan gi opphav til veldig mange infektive individer, gjennom oppformering i mellomverten. Etter oppformeringen forflytter neste larvesteg, *cercariet*, seg over fra sneglen og ut i frie vannmasser. Her kommer det seg over på planter, og til slutt kapsler sluttstadiet, kjent som *metacercarie*, seg inn på planter i vannskorpa. Dette er det infektive

stadiet og når metacercarien blir spist av en plantespiser er sirkelen sluttet (Bowman, 2021). Hele utviklingen utenfor endeverten, i dette tilfellet storfe, tar minst 2-3 mnd., ofte mye lengre, og er avhengig av temperatur over 10°C. De frittlevende stadiene overlever trolig ikke den norske vinteren. Med andre ord "overvintrer" parasitten ofte i sneglene, og gjenopptar utviklingen sommeren etter sneglen først ble smittet (Gjerde, 2011a).

Etter å ha blitt spist av storfe, blir metacercariets ytterste vegg fordøyd i storfeets tynntarm. Ut kommer en juvenil (umoden) ikte, som borrer seg gjennom tarmveggen og ut i bukhalen til leveren. Etter å ha vandret rundt i leveren i flere uker, opptil seks uker, slår den seg ned i gallegangene og modnes der til en kjønnsmoden voksen ikte (Bowman, 2021). De voksne iktene kan leve og produsere egg i årevis i gallegangen hos ubehandlede dyr. Prepatenstiden, altså tiden fra infeksjon til man kan finne egg i avføringen, er fra 8 uker hos kalv til 12 uker hos eldre dyr (Gjerde, 2011a).

Klinisk bilde

Fasciolose er klinisk sykdom forårsaket av *F. hepatica*-infeksjon. Akutt fasciolose kan opptre i perioden hvor juvenile ikter vandrer i levervevet og gjør skade, oftest 5-6 uker etter infeksjon. Dyret får store blødninger fra lever og kan dø i løpet av kort tid. Før døden inntreffer vil dyret ha buksmerter og kan opptre motvillig mot å bevege seg. På grunn av blodtapet vil dyret også framstå anemisk (Bowman, 2021).

Kronisk fasciolose er forårsaket av voksne ikter som lever i gallegangene. De har et piggete ytre og irriterer og skader gallegangene. Plasmaproteiner lekker inn til gallegangen og gir en hypoalbuminemi, og fordi iktene også suger blod, vil hypoalbuminemien bli forsterket og dyret bli anemisk. Hypoproteinemien kan gi submandibulære ødemer. Hos unge storfe kan kronisk fasciolose gi redusert fôropptak og redusert tilvekst over tid (Constable et al., 2017).

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfokaler i 7 besetninger i Viken, Norge

På norske slakteri blir alle leverer fra storfeslakt undersøkt makroskopisk for spor etter *Fasciola hepatica*, den store leverikten. Dette er en del av registreringene i kjøttkontrollen (kjent som "utvidet sykdomsregistrering", forkortet til USR), og tilbakemelding til produsent gis dersom man finner forandringer i lever som er forenlig med *F. hepatica*-infeksjon, og slike leverer blir kassert. Hvor mange leverer som blir kasserte årlig på landsbasis på grunn av slike forandringer, er ikke publisert, men Mattilsynet har oppgitt at 6% av besetningene i Rogaland og 7% av besetningene i Vestland fylke fikk registrert slike forandringer på slakteri i 2019 (Opsal et al., 2021).

Storfe utvikler ikke full, men en viss, immunitet mot den store leverikten. Det betyr at tallet på ikter i gallegangene synker fra ca. 5 måneder etter infeksjon, og de gjenværende iktene produserer færre egg. Ved reinfeksjon er det færre ikter som klarer å etablere seg i gallegangene enn ved førstegangsinfeksjon.

Eimeria spp.

Eimeria er vertsspesifikke, intracellulære tarmparasitter. Altså er det ikke en orm, eller helminte, slik som de som er nevnt fram til nå. Storfe har flere *Eimeria*-arter, men bare noen få av dem gir opphav til klinisk sykdom, en tilstand kjent som *koksidiose*. De to mest patogene artene hos storfe er *E. bovis* og *E. zuernii*. Disse gir vanligvis sykdom hos unge kalver innendørs, mens *E. alabamensis* er hovedårsaken til *beitekoksidiose*, som, som navnet tilsier, opptrer på beite. Fordi denne oppgaven handler om beiteparasitter, velger vi her å fokusere bare på *E. alabamensis*. Selv om *Eimeria*-artene kan ha ulikheter på detaljnivå, er de stort sett like når det kommer til utvikling og patogenese. Det som her står beskrevet for *E. alabamensis*, vil også i stor grad være gjeldende for andre *Eimeria*-arter hos storfe.



Figur 4: sporulert oocyste av *E. alabamensis* (Gjerde, 2011a)

E. alabamensis har en direkte livssyklus med fekal-oral smitteoverføring.

Livssyklusen har både kjønnnet og ukjønnnet oppformering, der den kjønnede formeringen kulminerer med *oocyster* i vertens avføring, tilsvarende de hittil nevnte helmintenes *egg*, ca. 6-8

dager etter infeksjon. Både livssyklusen, og terminologien

nødvendig for å beskrive den, er av det mer kompliserte slaget og

forenkles derfor i denne oppgaven.

Utenfor vertsarten må oocystene sporulere, eller "modnes", for å bli infektive (Bowman, 2021). Hvor lang tid denne sporuleringsprosessen tar, er avhengig av oksygentilgang, fuktighet og temperatur: ca. 10 dager ved 12°C og ca. 3 dager ved 20°C. Sporulerte oocyster er relativt resistente i det fri, og de kan forbli infektive utenfor verten i over 1 år dersom forholdene er riktige. Oocyster av *E. alabamensis* forblir infektive gjennom vinteren i norske beiter.

E. alabamensis formerer og utvikler seg inne i vertens tarmceller og skader dem i prosessen. Dette gir redusert evne til fordøyelse og opptak av næringsstoffer, samt diaré. Diaréen kan være blodig og affiserte dyr blir dehydrerte og slappe. Som tidligere nevnt opptrer beitekoksidiøse 1-2 uker etter beiteslipp, oftest hos ungdyr (Gjerde, 2011a)

Storfe utvikler raskt immunitet mot *Eimeria*-artene og infeksjonen er derfor selvavgrensende (som betyr at den går over av seg selv, hvis ikke dyret blir så sykt at det dør i mellomtiden). Immuniteten er artsspesifikk, så infeksjon med en av *Eimeria*-artene vil ikke kunne gi immunitet mot en annen art. Immuniteten varer ikke evig: etter en periode uten reinfeksjon blir immuniteten svekket. Under naturlige forhold vil dyrene være omgitt av oocyster hele tiden, og på den måten opprettholde immunstatusen. Det er veldig sjelden å se sykdom forårsaket av *Eimeria* spp. hos voksne dyr.

Dictyocaulus viviparus

Dictyocaulus viviparus er storfeets lungeorm. Den finnes hos storfe over hele verden og regnes som en av "de tre store" parasittene, sammen med *O. ostertagi* og *F. hepatica* (Charlier et al., 2020b), men er ikke ofte opphav til klinisk sykdom hos storfe i Norge (Gjerde, 2011a). Ormene er tynne og trådliknende og mellom 4-8 cm som voksne individer. De lever som voksen, kjønnsmoden orm i bronkiene og i nedre del av luftrøret.

D. viviparus har en direkte livssyklus, altså uten noen mellomvert utenfor storfeet, men ikke mindre brokete av den grunn. Hunnormen legger egg i luftveiene som blir fraktet opp av flimmerhår og noen hostes opp. De fleste av eggene blir svelget og klekker på vei gjennom tarmen. Man finner altså frie L₁ i dyrets avføring. Utenfor dyret utvikler L₁ seg via L₂ til L₃, i løpet av 4-5 dager under optimale forhold (temp. over 16°C). L₃ må deretter, i likhet med *O. ostertagi* og *C. oncophora* komme seg over på beitegresset for å bli spist av storfe. Deretter havner L₃ i tynntarmen. Der trenger de inn i tarmveggen og følger lymfekarene til tarmlymfeknutene, hvor de skifter hud til L₄. De fraktes videre med lymfe- og blodkar til lungene, hvor de bryter ut i lungealveolene ca. 1 uke etter de ble tatt opp sammen med beitegresset. De skifter hud til L₅ noen dager senere og utvikler seg til kjønnsmoden orm i bronkiene. Total prepatenstid er 21-25 dager. De kjønnsmodne ormene lever i lungene i ca 1 måned (Jarrett et al., 1957).

Klinisk bilde

De kliniske tegnene opptrer først ca. 2 uker etter infeksjon, fordi larvene bruker litt tid på å komme seg fra tarm til lunge og også på å utvikle seg og gjøre skade i lungene. De voksne

ormenes tilstedeværelse i lungene forårsaker skader på vevet i luftveiene. Graden av klinisk sykdom kan variere mye: fra litt hoste i forbindelse med fysisk aktivitet til store pustebesvær og spontan, dyp hoste. Dyrene kan få bakterielle infeksjoner sekundært til lungeskadene og på den måten få en bakteriell pneumoni. Dyrene får redusert fôropptak og tilvekst. Eldre dyr i laktasjon vil kunne få et fall i melkeytelsen. Dyrene kan bli så sterkt påkjent at de dør (Bowman, 2021).

Storfe utvikler ganske raskt immunitet mot *D. viviparus*, og det er dette som er bakgrunnen for at det har vært mulig å utvikle en vaksine mot lungeorm for storfe. Immuniteten taper seg derimot allerede etter 6 måneder og 12 måneder etter siste infeksjon, kan lungeorm på ny etablere seg i lungene (hos uvaksinerte dyr). Vaksinen gir bare delvis immunitet, som må holdes ved like av infeksjon på beite, hvis man skal unngå at dyr utvikler sykdom av lungeorm. Denne vaksinen er ikke i bruk i Norge, men i land hvor lungeorm er mer utbredt og smittepresset er høyere.

Larver av *D. viviparus* overlever mest sannsynlig ikke den norske vinteren på beitet, kanskje med unntak av de mildeste områdene på Sørvestlandet. Smitte må altså tilføres beitet fra eldre dyr som har blitt smittet tidligere beitesesong(er). *D. viviparus* har evnen til å gå i hypobiose som L₅, og bli reaktiverte om våren, og på den måten overleve vinteren i dyret (Gjerde, 2011a).

Moniezia benedeni

Moniezia benedeni er storfeets bendelorm, og den kan finnes hos storfe over hele landet. Det er vanligst å se den hos førsteårsbeitere. *M. benedeni* overvintrer i norske beiter, og dyrene kan smittes med en gang de slippes på beite om våren.

M. benedeni har en indirekte utvikling med jordmidd som mellomvert. Storfe blir smittet på beite ved å spise infisert jordmidd sammen med beitegresset. Bendelormen fester seg i fremre del av tynntarmen og lever av tarminnholdet. Hos sau er det kjent at den voksne bendelormen kan leve i tarmen i 3-8 måneder.

M. benedeni er ikke like klinisk relevant som de andre nevnte artene, men fordi ormene lever av å ta opp næring fra tarminnholdet kan man se redusert tilvekst hos dyr med bendelorm, og enkelte dyr kan veksle mellom å ha diaré og forstoppelse. Vanligvis er *Moniezia*-infeksjoner subkliniske.

Påvisning av beiteparasitter

Det finnes en rekke metoder som benyttes for å undersøke tilstedeværelsen av beiteparasitter hos storfe, og mengden av dem. Det vanligste er å analysere avføringsprøver fra storfe. Metodene kan være kvantitative ved at de påviser mengden parasitter, for eksempel antallet EPG i avføring fra dyret, eller kvalitative ved at de sier noe om hvorvidt det er parasitter til stede i prøven, og hvilke arter dette er.

De vanligste kvantitative metodene for påvisning av GIN baserer seg på flotasjonsmetoder hvor man får parasitteggene til å flyte i en løsning, oftest NaCl, med høyere spesifikk vekt enn eggene selv, slik at de kan undersøkes direkte under et lysmikroskop. En mye brukt metode er modifisert McMaster hvor man teller strongylide-egg fra en bearbeidet avføringsprøve i McMaster-tellekammer. Tallet fra egg-tellingen ganges med bestemt tall, avhengig av protokollen som benyttes, for å få EPG (Guilherme et al., 2020). Generelt sett, for storfe, kan man si at EPG over 1000 indikerer en sterk infeksjon, og tall over 500 indikerer moderat infeksjon (Taylor et al., 2007).

Baermanns metode er en klassiker blant parasittologiske metoder, som gjør det mulig å oppkonsentrere larver fra feces, for videre identifikasjon på artsnivå: avføring blir suspendert i lunkent vann, og larvene vil vandre ut fra avføringen og over i vannet. Larvene kan ikke svømme, og tyngdekraften gjør at de synker til bunnen, hvor man kan samle dem opp og deretter studere dem i mikroskop. Man kan også få larver til å klekke fra egg i feces ved å la avføring stå i et tett glass i 7-10 dager, og deretter samle opp væske / kondens fra innsiden av glasset, som da vil inneholde store mengder larver. Deretter kan man preparere dem for morfologisk undersøkelse og identifikasjon (Bowman, 2021).

I nyere tid foregår det stadig utvikling og validering av molekylære metoder som kan identifisere GIN på arts-nivå og kvantifisere dem ved å analysere egg eller larver fra avføringsprøver. Analyseringen foregår ved sekvensering av DNA fra parasittene og videre identifisering av genetiske markører spesifikke for de ulike artene for å skille dem fra hverandre. Molekylære metoder for påvisning av parasitter har den fordelen at de er raske og har høy sensitivitet og spesifisitet (Tavares et al., 2011), men begrenser seg ved anvendelse for diagnostikk i felt da de krever kostbart utstyr og personell med rett kompetanse, noe som gjør at enklere, tradisjonelle metoder med lysmikroskop heller blir å foretrekke.

Påvisning av *F. hepatica* kan gjøres med en sedimenteringsmetode. Den går ut på å blande ut avføringsprøven i vanlig vann og filtrere den, før man lar den stå noen minutter i et spesielt glass slik at ikke-eggene synker til bunns grunnet deres høye spesifikke vekt. Vannet i glasset suges ut, bortsett fra det i bunnen, og fylles på igjen. Etter å ha gjentatt dette noen ganger skal det i prinsippet bare være egg i bunnen av glasset mens annet rusk er fjernet. En dråpe fra bunnvannet plasseres på et objektglass og undersøkes under et lysmikroskop hvor man da skal kunne identifisere trematode-egg.

Det finnes også ELISA-test for antistoffer mot *F. hepatica* utviklet for blod og melk fra storfe. Eksperimentelt finnes det også PCR-metoder for identifisering av *F. hepatica*

(Constable et al., 2017). ELISA-tester for å identifisere antistoffer mot *O. ostertagi* og *D. viviparus* i melk fra storfe er også tilgjengelig (Höglund et al., 2010). Disse kan brukes enten på individer eller på besetningsnivå og kan brukes til å si noe om den faktiske parasittbelastningen i dyret (Brockwell et al., 2013).

Forekomst av *Fasciola* sp. og GIN i andre land

I en engelsk studie var det undersøkt for lesjoner fra *Ostertagia*, vom- og leverikter fra kjøttfe, melkefe og krysningsbesetninger i England og Wales. Den viste at skrotter fra rene kjøttfebesetninger hadde lavere forekomst av høygradige abomasale lesjoner forårsaket av *Ostertagia ostertagi* enn i rene melkebesetninger eller krysningsbesetninger. Nesten ingen kjøttfkalver hadde voksne leverikter (Bellet et al., 2016).

Forekomst av gastrointestinale nematoder hos kjøttfkalver i Saskatchewan området i Kanada viser seg å være lav. ng type egg er vanligste funn; det var påvist i 1025 av 1290 avføringsprøver. Antall egg var gjennomsnittlig under 10, mens de individene med høyest egg tall lå rundt 150 EPG. Prøver var tatt i 4 perioder fra mai til oktober, hvor høyest egg tall var påvist i perioden september til oktober (Jelinski et al., 2017).

I en studie fra Argentina er det sammenlignet forekomst av GIN egg fra avføringsprøver fra kjøttfkalver fra 3 grupper, 2 som får endoparasittbehandling og 1 som ikke får behandling. I den ubehandlede gruppen er den vanligste nematoden påvist av slekten *Cooperia*. Kalvene hadde moderat til høy gjennomsnittlig (over 500) EPG i begynnelsen av studien. De ubehandlede kalvene hadde høyest EPG i juni-juli, da var gjennomsnitt EPG over 800. Senere ble EPG mindre og var rundt 100 i desember og april neste år. Det vil si at høyest forekomst av parasitter er på vinteren (Suarez et al., 2017).

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfekalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Forekomsten av GIN undersøkt i >100 besetninger fra forskjellige deler av USA er høy, men EPG viser seg å ha vært lavt. Det var funn av strongylid typ egg i 85,6% av prøver tatt, og de vanligste parasittene var av genus *Cooperia* (91%) og *Ostertagia* (79%). Gjennomsnitt EPG fra alle prøver var 32,5 EPG, med noe regionvariasjon; høyest forekomst i Sør-USA og lavest i Vest-USA (Stromberg et al., 2015).

En studie fra Estland viser at 28,4% av undersøkte besetninger var seropositive for antistoffer mot *Fasciola hepatica*, men bare 5,9% av individer var positive. Samtidig var det betydelig forekomst blant kjøttfebesetninger enn melkekubesetninger (Petersson et al., 2017).

Seroprevalens for *F. hepatica* i Sverige var 9,8% på besetningsnivå, med ganske stor variasjon mellom områder. I denne studien var det tatt prøver fra 2135 kjøttfebesetninger (Novobilský et al., 2015).

Klinisk og økonomisk betydning av GIN og *F. hepatica* hos storfe

De kliniske konsekvensene av gastrointestinale nematoder (GIN) hos storfe kan deles inn i *direkte* og *indirekte* konsekvenser. De direkte konsekvensene kommer av at parasittene er avhengige av næringsstoffer fra verten og gjør fysisk skade på vertens organer. De indirekte konsekvensene kommer av at verten reagerer immunologisk på infeksjonen, i tillegg til at dyret får redusert fôropptak på grunn av sykdomstilstanden (Charlier et al., 2020a). Det er gjort flere studier på *O. ostertagis* økonomiske betydning hos melkekyr enn hos kjøttfe. Studier fra blant annet Sverige viser at infeksjon med *O. ostertagi* kan ha negativ effekt på melkeytelsen hos melkekyr, særlig hos kyr som har født flere kalver og gjennomgått flere laktasjoner (Blanco-Penedo et al., 2012). Forekomsten av klinisk eller subklinisk ostertagiøse i Norge er ikke undersøkt eller dokumentert, men i USA regnes *O. ostertagi* for å være den

viktigste innvollsormen hos storfe. Den kan gi store tap, både i form av klinisk sykdom og ved subklinisk sykdom med redusert tilvekst over tid hos unge dyr (Bowman, 2021).

Det er også vist at *F. hepatica* har negativ påvirkning på slaktevekter hos storfe, særlig hos unge dyr opptil 30 måneder, i tillegg til dårligere slakteresultater i form av dårligere slakteklasse og fettprosent (da Costa et al., 2019). *F. hepatica* har også dokumentert negativ effekt på melkeytelse og kalvingsintervall hos melkekyr i Nederland (Charlier et al., 2007).

Økonomisk betydning

Den økonomiske konsekvensen av parasittinfeksjoner er lite undersøkt i Norge, men det er estimert at infeksjoner med helminter har en årlig kostnad på 1,8 mill. euro i den norske kjøttfepopulasjonen, og 24,7 mill. euro totalt hos norske storfe og småfe sammenlagt. I den norske kjøttfepopulasjonen utgjør behandlingens kostnaden 23% av totalkostnaden, mens den i samlet norsk drøvtyggerpopulasjon utgjør bare 12% (Charlier et al., 2020b). Forskning har også vist at lave egg tall i avføring etter langtidsbehandling med antiparasittære midler ga kjøttfe-kyr i bedre hold og med bedre fruktbarhet, i form av flere drektigheter per inseminering og drektigheter per avlssesong, sammenlignet med ubehandla kjøttfe-kyr med høye egg tall (Johnson et al., 2020).

Betydningen og kostnaden av store leverikter alene hos storfe i Norge er også lite undersøkt, men EU estimerer at sykdommen fasciolose koster den globale husdyrindustrien 2,5 mrd euro årlig (European Commission, 2012).

Oppsummert gir alle de nevnte parasittene vanligvis subklinisk sykdom under norske forhold, og hovedtapet i kjøttfepopulasjonen er i form av redusert tilvekst hos førsteårsbeitere og eventuelt forsinket brunst hos kviger. Når man legger til grunn at både reproduksjon og tilvekst er av stor økonomisk betydning i kjøttfeproduksjonen, vil selv en subklinisk

parasittbelastning være uheldig for totaløkonomien. Å holde infeksjonsnivået av GIN og *F. hepatica* nede hos norske storfe vil være gunstig både for dyrevelferden og framtidens matsikkerhet, økonomi og klimaavtrykk.

Kontroll med beiteparasittene

Storfe kan som nevnt bli eksponert for en rekke ulike parasitter i løpet av en sesong på beite og det er mange måter å redusere deres skadepotensiale på. Grunnleggende for det hele er god kunnskap om samspillet mellom parasitter, vert og miljø. Rent praktisk vil målet for tiltak mot beiteparasitter dreie seg om få nivået av dem ned på et akseptabelt nivå, dvs. et nivå hvor de ikke forårsaker kliniske symptomer hos dyrene og ikke påvirker produksjonen i nevneverdig grad.

Tiltak på beite

Det er mulig å påvirke smittepresset på beitet fra parasitter gjennom å legge opp ulike strategier for hvordan beitet benyttes (Younie et al., 2004):

For å unngå stor økning i smittepresset på beite, er det viktig å ikke ha for stor tetthet av mottakelige dyr på dem da det kan føre til at hvert dyr tar opp færre larver, og etter hvert starter å skille ut egg slik at smittepresset bare øker på det samme beitet. Et tiltak går ut på å slippe dyrene ut på beite senere for at parasitter som har overvintret på beitet i høyest mulig grad skal ha dødd ut først. Denne strategien går ut på å unngå eksponering for infektive larver og kan til en viss grad sammenlignes med beiteskifte hvor dyrene flyttes til nye beiter i løpet av sesongen, og ikke kommer tilbake til tidligere brukte beiter før smittepresset på disse har sunket. Alternativt kan beitet saneres ved at det står ubrukt en hel sesong for at det ikke skal tilføres nye parasitter samt at de overvintrede parasittene skal dø helt ut. Å rotere mellom

hvilke arter som bruker beitet er et annet effektivt tiltak mot GIN som baserer seg på at parasittene ofte bare kan infisere og gi sykdom hos den ene arten de er spesifikke for. For eksempel kan man la sau benytte seg av et beite som det gikk storfe på sist. GIN skilt ut av storfe her vil få livssyklusen sin brutt når de tas opp av sauer de ikke kan reproducere i. Her skal man likevel være bevisst på at en annen betydningsfull beiteparasitt, *Fasciola hepatica*, kan smitte både sau og storfe, og at denne strategien dermed kan øke smittepresset fra denne parasitten (Gjerde, 2011c).

En annen måte å redusere smittepresset på dyr som er mottakelige for GIN-smitte, da kalver i dette tilfellet, er å la dem beite sammen med eldre dyr. Fordi de eldre dyrene har gjennomgått smitte tidligere og dermed utviklet immunitet mot parasittene, så vil disse ta opp parasitter uten at det fører til utskillelse av egg og økt smittepress for de yngre dyrene. Den samme effekten har man hvis storfe beiter med sau samtidig på det samme beite, da bidrar sauene med å fjerne GIN som kan smitte kalver og visa versa med storfe og GIN patogener for sau.

Det finnes også spesifikke miljørettede tiltak som kan gjøres mot *Fasciola hepatica*. Da denne parasitten bl.a. er avhengig av damsneglen som mellomvert for å fullføre livssyklusen og dermed bli infektiv, så er det tiltak som kan gjøres mot selve mellomverten. Damsneglen liker seg i våte og fuktige omgivelser og kan dermed finnes i vanddammer, grøfter eller til og med områder opptråkket av storfe. Tiltak på slike plasser kan gå ut på at man grøfter og drenerer de våte områdene, samt forsøke å hindre vannansamlinger. Om ikke kan man også gjerde bort eller la være å bruke aktuelle våte områder. Det er også viktig at man unngår å ha dyr på beiter med høy smitterisiko rundt sensommeren og tidlig høst. Dette kommer av at damsneglen under nordiske forhold er mest aktiv under de varme sommermånedene, slik at mengden av infektive metacercarier toppe på beite når en topp på sensommeren og tidlig høst (Howell & Williams, 2020). Det kan også være lurt å plassere

fôringsplassene til dyrene på drenerte områder for å hindre at fôret ikke blir en smittevei (Animalia, 2017).

Medikamentelle tiltak mot GIN

Kontrolltiltak mot GIN gjennom bruk av medikamenter foregår med anthelmintika og kan gjøres terapeutisk for å behandle dyr som viser kliniske tegn til infeksjon, eller profylaktisk der hvor det tidligere har vært problemer med beiteparasitter og man ønsker å unngå dette på ny.

Per april 2022 er det flere anthelmintika markedsført i Norge med indikasjoner for GIN hos storfe. Virkestoffene i disse tilhører gruppene benzimidazol og makrosykliske laktoner. Disse angriper parasittene på ulike måter:

Benzimidazol: Dette er bredspektrede anthelmintika som virker ved å binde seg til β -tubuliner i parasittens celler med forstyrret metabolisme og deretter autolyse som konsekvens. Virkestoffer i denne gruppen som finnes i aktuelle preparater registrert i Norge er oksfendazol, albendazol og fenbendazol. Førstnevnte brukes i et intraruminalinnlegg som virker mot GIN og lungeorm hos førsteårsbeitende storfe. Preparatet har den egenskapen at det blir liggende i vomma hvor det frigjør virkestoffet ved bestemte intervaller over en lengre periode slik at nye infeksjoner med GIN kan stoppes utover beitesesongen.

Makrosykliske laktoner: Virkestoffer i denne klassen er endoektocide som vil si at de har drepende virkning på endoparasitter så vel som ektoparasitter. Makrosykliske laktoner har høy affinitet til glutamat-styrte klorid-kanaler i parasittens muskel- og nerveceller og vil etter binding føre til en paralyse. De fungerer også som GABA-agonister, men betraktelig høyere konsentrasjoner av virkestoffet er nødvendig for at det skal virke på denne måten i

parasittene. Virkestoffer i denne gruppen i preparater registrert i Norge tilhører avermektinene og et kjent preparater til storfe her finnes typisk i form av injeksjons- eller påhellingsvæske.

Medikamentelle tiltak mot *Fasciola hepatica*

For behandling mot *Fasciola hepatica*, finnes det ett preparat markedsført i Norge (Felleskatalogen, 2022a). Dette preparatet inneholder virkemiddelet oksyklozanid som tilhører gruppen salicylanilider, og som virker mot voksne stadier av den store leverikten. Virkningsmekanismen går ut på at oksidativ fosforylering stoppes i leveriktens mitokondrier slik at energiproduksjonen reduseres (Fairweather & Boray, 1999). I tillegg eksisterer det andre aktuelle preparater som kan tas inn på godkjenningfritak, deriblant et med virkestoffet triclabendazol som har effekt mot alle stadier av *F. hepatica* (Felleskatalogen, 2022b).

Medikamentelle tiltak mot koksidier

Behandlingen av koksidiøse omtales for seg selv fordi det forårsakes av koksidie som er encellede parasitter med andre egenskaper enn GIN. I april 2022 er det flere preparater markedsført med *Eimeria*-infeksjon hos storfe som indikasjon, alle inneholder virkestoffet toltrazuril. Toltrazuril virker koksidiocid på alle intracellulære utviklingsstadier i ukjønnnet og kjønnnet reproduksjonsfase. Det finnes i dag ikke noe godt alternativ til toltrazuril mot *Eimeria* spp.

Resistens mot anthelmintika

Anthelmintikaresistens (AR) oppstår når parasitter har evnen til å overleve doser av et legemiddel som vanligvis dreper parasitter av aktuell art og utviklingsstadium. Denne egenskapen er arvelig og blir selektert for da parasitter som overlever en behandling,

overfører genene for AR videre til avkommet sitt (Köhler, 2001). Til å begynne med vil disse genene være sjeldne i populasjonen, eller rett og slett oppstå som sjeldne mutasjoner.

Etterhvert som seleksjonen fortsetter, stiger andelen resistens-gener i populasjonen samtidig som andelen resistente parasitter gjør det (Gilleard & Beech, 2007).

Påvisning av AR kan gjøres med Fecal egg count reduction test (FECRT), eller eggreduksjonstest på norsk: Avføringsprøver samles inn fra minst 10 dyr, helst avvente førsteårsbeitende kalver, før og etter behandling anthelmintika-behandling og EPG telles i disse. Hvor stor reduksjonen i antall parasittegg var fra behandlingen, beregnes ved å sammenligne EPG før og etter behandling. Normalt sett skal reduksjonen ligge på 95% eller over, men om reduksjonen ligger under kan man mistenke AR (COMBAR, 2021).

Resistens hos GIN hos norsk storfe er ikke undersøkt, men en AR hos GIN hos storfe er påvist i mange andre land (Demeler et al., 2009; Geurden et al., 2015).

Resistens er dog påvist hos andre arter i Norge; benzimidazol-resistens ble i en norsk studie fra 2012, påvist hos 8 av 10 sauebesetninger i Rogaland hvor det var antatt en økt risiko for AR (Domke et al., 2012). Dette er ikke blitt undersøkt for hos norske storfe, men all bruk av slike legemidler innebærer en risiko for resistensutvikling hos parasittene. Resistens mot triclabendazol i *F. hepatica* er ikke undersøkt i Norge, men er blitt påvist i mange andre land (Fairweather et al., 2020).

Tiltak mot AR

Risikoen for at resistens oppstår øker ved feil bruk av legemidler og kan bidra til redusert effekt av samme behandling senere med et større konsekvenser for dyrevelferd og produksjon. Utbredt resistens mot antiparasittmidler får store konsekvenser for dyrevelferd og produksjon (Fazio et al., 2014), og medfører samtidig høye kostnader når nye alternativer må

utforskes og utvikles (Zajčková et al., 2020). Derfor er det viktig å være kjent med tiltak som kan gjennomføres for å bremse utviklingen av AR:

- **Sørge for korrekt bruk av legemiddelet:** Underdosering bidrar til AR. Det kan komme av doseringen baseres på antatt vekt av dyrene, og ikke faktisk vekt. Indirekte årsaker til underdosering må også tas i betraktning: feil med doseringspistol, ukorrekt administrering av legemiddel, feil oppbevaring av legemiddel, utgått holdbarhetsdato (Taylor et al., 2007).
- **Rotere på virkestoff:** Der det behandles med anthelmintika hver sesong, bør det unngås å bruke legemiddel med det samme virkestoffet hvert år, og heller rotere fra det året til det andre (Taylor et al., 2007). Hvor effektivt dette motvirker AR er omdiskutert, og **behandling med to virkestoff samtidig** er foreslått som en bedre metode (Leathwick, 2013).
- **Refugie-prinsippet:** Går i korte trekk ut på at man lar noen av dyrene i flokken forbli ubehandlet slik at en viss del av parasittpopulasjonen forblir ueksponert for legemiddelet. Seleksjonen for resistens-gener blir lavere da det fortsatt blir noen parasitter uten dem igjen. Når en da neste sesong skal behandle besetningen, har man da forhåpentligvis en populasjon med parasitter som er sensitive for anthelmintikumet og totalt sett en lavere parasittbyrde. Ett eksempel på en sann strategi i praksis kan være at en produsent lar 10-20% av dyrene forbli ubehandlede slik at en viss refugia-populasjon opprettholdes. Hvilke av dyrene som ikke skal behandles kan velges enten tilfeldig, eller ut fra egenskaper ved dyrene som gjør at man tenker det ikke trenger behandling, f.eks. at det har vokst bra, ser sterk og frisk ut og dermed mindre sårbar for GIN-smitte (Greer et al., 2020).

Et mulig fremtidig alternativ til direkte antiparasittære legemidler, er vaksiner (Claerebout & Geldhof, 2020). For tiden finnes det ingen vaksiner mot *O. ostertagi* og *C. oncophora*, men det pågår forskning. Det finnes vaksiner mot lungeorm hos storfe (*Dictyocaulus viviparus*), mot *Haemonchus contortus* på sau og en mot *Echinococcus granulosus* på sau og geit. Disse brukes i varmere deler av verden hvor dyretettheten er større og dyrene kan gå utendørs større deler av året, slik som i Australia, Sør-Afrika og Sør-Amerika og reflekterer kanskje et større behov for et slik kontrolltiltak der enn det Norge har nå. Vaksine mot koksidier til storfe finnes dessverre ikke i dag.

Formål

Formålet med denne studien var å undersøke forekomsten av gastrointestinale nematoder og *Fasciola hepatica* hos førsteårsbeitende kjøttfkalver fra besetninger i Viken-området. Det blir undersøkt om beiterotasjon eller kalvens alder har effekt på forekomsten av GIN.

Materiale og metoder

Materiale

For å rekruttere besetninger til studien tok vi kontakt med aktuelle produsenter i Ambulatorisk klinikk ved NMBU Veterinærhøgskolen sitt praksisdistrikt. I tillegg tok vi kontakt med noen aktuelle produsenter i Lillestrøm-området. Førsteårsbeitende kjøttfokalver som ikke hadde vært behandlet mot endoparasitter før prøvetidspunktet, ble inkluderte i studien. Av praktiske årsaker tok vi prøvene ved, eller kort tid etter, innsett høsten 2021. Prøvene ble altså tatt i perioden 12.9.2021 - 23.11.2021.

På gården stilte vi bonden spørsmålene fra vårt spørreskjema (se vedlegg). Hvilke dyr det skulle tas prøver av ble bestemt av bonden selv, så lenge de tilfredsstilte inklusjonskriteriene. Vi tok prøver av så mange dyr som oppfylte inklusjonskriteriene som praktisk mulig i hver besetning.

Prøvetaking

Avføringsprøvene ble tatt direkte fra dyrets rektum med rene rektaliseringshansker. Etter uttak av en håndfull avføring ble hansken vrent med feces inni, og knytt igjen. Den ble deretter overlevert til medhjelper og merket med dyrets individnummer. Til slutt ble alle hanskene med feces lagt i en større, ren hanske for oppbevaring.

Oppbevaring av prøver

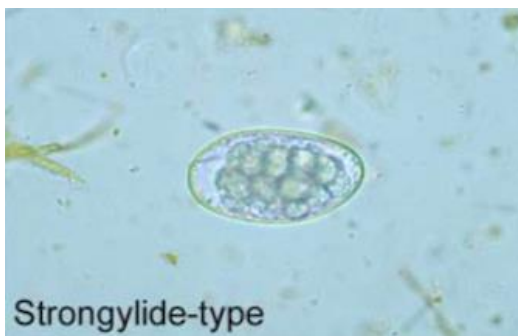
Prøvene ble kjørt til NMBU Veterinærhøgskolen på Ås, rett etter uttak. Der ble de lagt i kjøleskap fram til analysering, eller de ble analysert umiddelbart. Prøvene lå aldri lengre i kjøleskap enn 4 dager før de ble analysert.

Parasittologisk undersøkelse

Avføringsprøvene ble analysert av forfatterne, hos Parasittologisk laboratorium ved NMBU Veterinærhøgskolen, etter opplæring i laboratoriemetoder. Det ble brukt standardiserte metoder som er i bruk ved Parasittologisk laboratorium. For påvisning av GIN brukte vi modifisert McMaster til eggteiling. McMaster er en flotasjonstest for påvisning og kvantifisering av blant annet GIN, i form av egg i feces. Metoden som brukes ved NMBU har en sensitivitet på 10 EPG. Avføringen ble sentrifugert ved 3000 rpm i 4 minutter. Vi brukte sedimentasjon og mikroskopi for påvisning av *F. hepatica*-egg.

Undersøkelse for strongylide-egg

Fra hvert dyr ble 3 g avføring homogenisert. Den homogeniserte avføringen ble



Figur 5: strongylide-egg (Gjerde, 2011b)

sentrifugert og bunnfallet ble deretter tilsatt saltløsning for flotasjon. Telling ble gjort manuelt av oss, med McMaster-tellekammer i mikroskop. Vi så etter strongylidtype-egg, som er typiske for *O. ostertagia* og *C. oncophora* og telte antallet. Egg av andre typer ble observert, men ikke

registrert. Verdier på mengde strongylid EPG feces under 500 vurderes som lavt antall (Taylor et al., 2007).

Undersøkelse for store leverikter



Figur 6: egg fra *F. hepatica* (Gjerde, 2011b)

Det ble laget samleprøver med 5 g fra hvert dyr i en besetning. Denne ble homogenisert og deretter sedimentert før undersøkelse i mikroskop for karakteristiske egg. Undersøkelsen var bare kvalitativ, og vi registrerte hvorvidt ikkeegg var til stede eller ei i avføringen.

Statistiske analyser

Statistiske analyser ble gjennomført i programmet GraphPad Prism 9. Statistiske tester brukt var Mann-Whitney og Kruskal-Wallis, hvor signifikansnivå var satt som 0,05. Verdier for EPG kan ofte være 0 som fører til at dataverdiene blir ikke normalfordelt. For ikke normalfordelt data får man best informasjon fra median-verdi over gjennomsnitt, og å bruke ikke-parametriske statistiske tester som Mann-Whitney.

Resultater

Besetningene

Det ble gjort avtale med 11 besetninger, men i løpet av perioden falt 4 av dem fra og sluttresultatet ble prøver fra 7 besetninger, og totalt 58 individer fordelt på disse 7 besetningene. På det minste ble det tatt 5 prøver fra samme besetning og på det meste 10 prøver.

Informasjon fra de 7 besetningene og dyra som har deltatt i studien er vist i tabell 1 og 2.

Tabell 1: Informasjon om besetningene.

Besetning	Beitetype	Str. Beite (mål)	Beiteslipp	Størrelse på besetning	Beiterotasjon?
1	Innmark	120	Tidlig juni	45 ammekyr, 39 kalv	Ja
2	Innmark	180	Tidlig juni	60 ammekyr	Nei
3	Utmark	1300	Tidlig juni	17 ammekyr, 17 kalv	Nei
4	Innmark	400*	Sent mai	20 ammekyr, 20 kalv	Ja
5	Inn/utmark	600	Sent mai - tidlig juli	40 ammekyr, 40 kalv	Ja
6	Innmark	100	Sent mai	12 ammekyr 12 kalv	Ja
7	Innmark	120	Sent juni	10 ammekyr, 9 kalv	Nei

De fleste besetningene hadde beiting på innmark (Tabell 1). Det var liten variasjon i tidspunkt for beiteslipp mellom de 7 besetningene. Beiterotasjon ble utført i 4 av 7 besetninger. I besetninger med beiterotasjon ble dyrene flyttet fra et beite til et annet, og senere flyttet tilbake til det første beitet.

Tabell 2: Informasjon om kalvenes alder.

Besetning	Alder ved prøvetaking (dager), maks - min	Gjennomsnitt alder (dager)	Rase
1	175 - 244	220	Charolais krysning
2	125 - 244	163	Angus & Simmental/Charolais
3	233 - 248	239	Charolais/Hereford
4	200 - 263	224	Hereford
5	146 - 202	172	Charolais & Simmental
6	123 - 235	203	Limousin
7	118 - 126	122	Angus krysning

Alderen på de prøvetatte kalvene var mellom 118 og 263 dager (Tabell 2). Ingen kalver var under 118 eller over 263 dager gamle ved prøvetaking. Antallet kalver som var yngre enn 200 dager var 24, mens antall kalver eldre enn 200 dager var 34.

EPG mellom besetninger

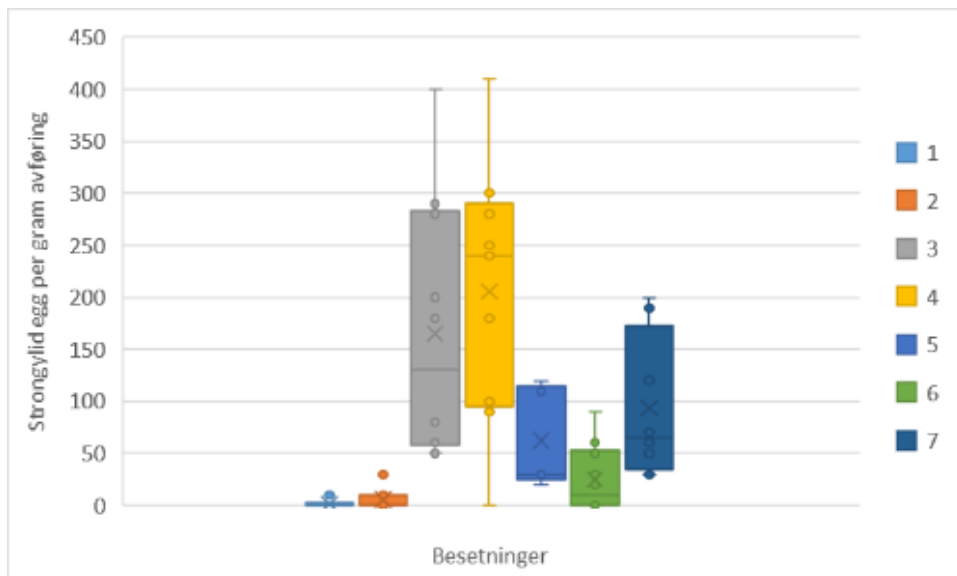
Laveste EPG i avføring fra kalv var 0, og det ble resultatet i 4 av de 7 besetningene (Tabell 3). Høyeste EPG i én prøve var 410. I 1 av besetningene hadde dyrene stått inne i 3 uker før prøvetakingstidspunkt. For de øvrige gikk det ikke lenger enn 1 uke fra innsett til prøvetaking.

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfekalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Tabell 3: Resultat avføringsprøver. Med EPG menes strongylid-EPG. Min er laveste antall egg påvist fra en prøve, Max høyeste, Gj.snitt er gjennomsnitt for alle prøver tatt i den aktuelle besetningen.

Besetning	Prøvetakingstidspunkt	Antall prøver	Min EPG	Max EPG	Median EPG	Gj.snitt EPG
1	12. september	6	0	10	0	2
2	12. september	10	0	30	0	6
3	7. oktober	10	50	400	130	165
4	7. oktober	9	0	410	240	206
5	14. november	5	20	120	30	62
6	19. november	10	0	90	10	25
7	23. november	8	30	200	65	94

EPG i de 7 besetningene ble sammenlignet. Medianen i besetningene varierte fra 0 til 240 (Figur 8).

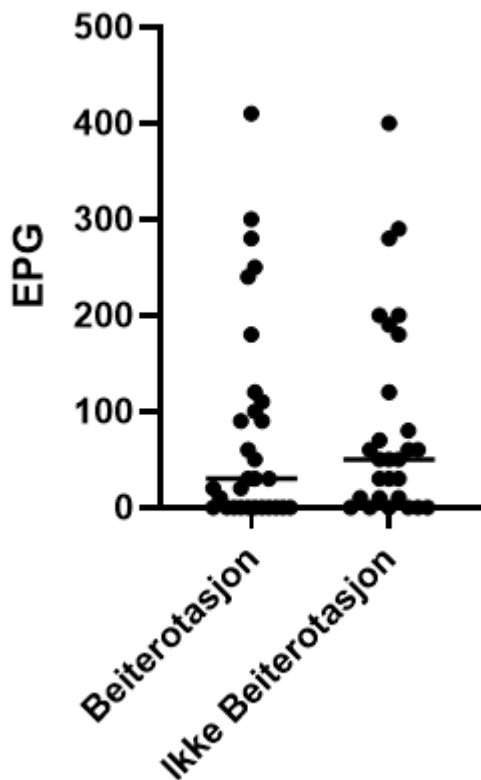


Figur 8: Boxplot som viser strongylidtype-EPG avføring i besetningene 1 – 7. Strek i boksen viser median i datasett til tilsvarende besetning. Boksen (Interkvartil range - IQR) omfatter alle datapunkter som er innenfor 1.(Q1 - 25 prosentil) til 3. (Q3 - 75 prosentil) kvartal av datasettet til den aktuelle besetningen. Streken ned fra boksen er ned til «minimum» som er $Q1 - 1,5 \cdot IQR$. Streken opp er opp til «maksimum» som er $Q3 + 1,5 \cdot IQR$. Datapunkter som faller utenfor strekene vises om enkeltpunkter.

Median EPG i besetningene ble sammenlignet med Kruskal-Wallis test: Forskjellen mellom besetningene var signifikant ($p < 0,001$).

Effekt av beiterotasjon

Besetninger med og uten beiterotasjon ble også sammenlignet. Figur 9 viser median og variasjon for EPG i disse to gruppene.

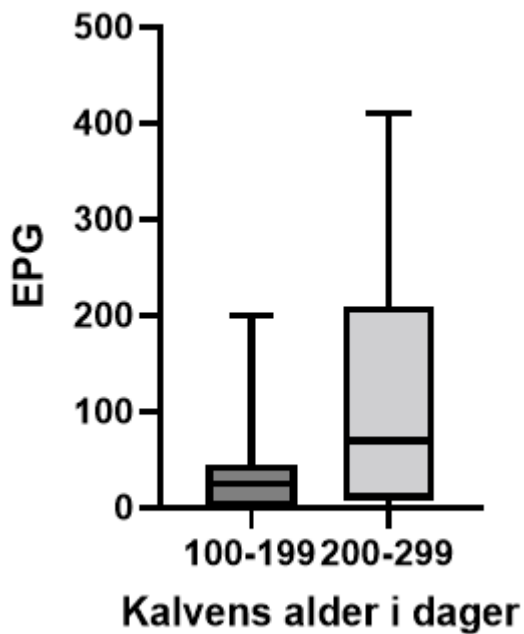


Figur 9: Distribusjon av strongylidtype-EPG avføring fra besetninger hvor beiterotasjon ble gjennomført og fra besetninger hvor det ikke ble gjort.

Median EPG i besetninger med og uten beiterotasjon var henholdsvis 30 og 50. Disse gruppene ble sammenlignet med Mann-Whitney test. Forskjellen mellom de to gruppene var ikke signifikant ($p = 0,456$).

Kalvenes alder

EPG hos kalver yngre og eldre enn 200 dager sammenlignet. Figur 10 viser median og variasjon for EPG i disse to gruppene.



Figur 10: Strongylidtype-EPG i feces hos kalver som er 100-199 d gamle og kalver som er 200-299 d gamle.

Median EPG avføring fra kalver yngre enn 200 dager og kalver eldre enn 200 dager var henholdsvis 25 og 75, og ble sammenlignet med Mann Whitney test. Forskjellen mellom de to gruppene var signifikant ($p = 0,01$).

Leverikter

Bare én av syv produsenter hadde tidligere fått anmerkninger om leverikter fra slakteriet. Det ble ikke påvist egg fra *Fasciola hepatica* i noen av samleprøvene.

Funn av andre parasitter

Det ble i noen av prøvene identifisert parasitter av andre arter enn de vi hadde i vårt fokus.

Funnene var hovedsakelig egg fra *Nematodirus* sp. (sett i en eller flere prøver fra 3 av 7 besetninger) og *Moniezia* sp. (3 besetninger) samt oocyster fra *Eimeria* sp. (5 besetninger).

Disse var sett i McMaster tellekammer.

Diskusjon

Studiepopulasjon

Vårt utvalg besto totalt av 7 besetninger, alle relativt konsentrert til området rundt Oslo og Lillestrøm. Norge er et sammensatt land og dette området har klimatiske og naturgitte forhold som kan variere mye fra andre steder i landet. Resultatene sier derfor ikke noe om forekomsten i Norge generelt. Vårt utvalg var heller ikke veldig stort, med flere besetninger inkludert i studien kunne resultatene vært mer representative for Viken fylke. "Convenience sampling" er et uttrykk som betyr at man, av praktiske årsaker, gjør studier i en populasjon som er nær en selv. Utvalget vil da ikke være tilfeldig, og dette er også tilfellet i vår studie.

Vi tok kontakt med mange kjøttfeprodusenter via Ambulatorisk klinikk ved NMBU Veterinærhøgskolen sin kundeliste, men fikk ikke svar fra alle. Man kan tenke seg at de som tar seg bryet med å svare og å stille sine dyr til vår disposisjon, og på den måten delta i studien, er over gjennomsnittlig interesserte i sin gårdsdrift og produksjon, og at de kanskje derfor også er mer bevisste på faktorer som er med på å gi lave egg tall hos kalvene. I motsatt fall kan man tenke seg at de som svarer på en slik forespørsel, gjør det fordi de mener de har problemer med parasitter i sin besetning og ser det som en mulighet til å få bistand. Basert på de lave egg tallene i vår studie, virker det riktignok ikke som om sistnevnte er tilfelle.

Når det gjelder *F. hepatica*, ble denne ikke påvist i noen av prøvene i vår studie. Som tidligere nevnt er vår studiepopulasjon lite representativ for samlet norsk kjøttfepopulasjon, blant annet på grunn av utvalgets størrelse, men også på grunn av besetningenes geografiske plassering. Mens GIN kan påvises over hele landet, vil den geografiske plasseringen ha større betydning for forekomsten av *F. hepatica*: store leverikter er mer prevalente på Sørvestlandet enn på Østlandet (Gjerde, 2011a; Opsal et al., 2021). Dette har med naturgitte forhold å gjøre: klimaet på Sørvestlandet er varmere og våtere enn på Østlandet, og selv om *F. hepaticas* mellomvert dampsneglen finnes begge steder, ligger klimaet bedre til rette for parasittens utvikling på Sørvestlandet enn på Østlandet. Altså er dette med på å styrke sannsynligheten for at våre leverikterresultater er reelle.

Prøvetakingstidspunktet

Av praktiske årsaker ble prøvene tatt etter at dyrene hadde blitt tatt inn fra beite. Siden det antas å være flest infektive larver på beitet i slutten av juli, ville man fått et bedre bilde av den faktiske parasittbelastningen om avføringsprøvene ble tatt i juli/august (Gjerde, 2011a).

Prøvetakingstidspunktet kan derfor ha påvirket resultatet, EPG kan ha vært høyere tidligere i

beitesesongen. Flere og flere larver går i hypobiose som L₄ utover høsten, noe som fører til nedsatt utskillelse av egg. Dette gjelder både for *C. oncophora* og *O. ostertagi* (Taylor et al., 2007). Hovedgrunnen til at prøvene ble tatt så sent er at det praktisk sett ville vært utfordrende for produsenter å samle dyr som går ute midt i beiteperioden. Samtidig var også vår egen sikkerhet med i betraktningen da det å nærme seg kjøttfkalver på beite kan tenkes å by på problemer med evt. aggressive mordyr. Med dyrene samlet i fjøset, ville det bli lettere å fikse kalvene og dermed få tatt ut ferske avføringsprøver. Koordinering av prøvetaking og analysering ville også ha vært vanskelig i sommerferien.

Noen av dyrene hadde stått inne en periode før vi tok prøvene, av ulike årsaker. En besetning hadde stått inne i 3 uker, ellers hadde ingen av besetningene stått inne lenger enn 1 uke. Ideelt sett skulle kanskje prøvene vært tatt akkurat ved innsett, da det kan tenkes at parasittmengden reduseres noe av at dyret står inne og ikke blir infisert på ny. Samtidig er det kjent at immunitet mot f.eks. *O. ostertagi* ikke utvikles før 4-5 måneder etter infeksjon, så man kan anta at mengden orm i løpen ikke faller veldig mye fram til immunitet er utviklet, og at våre resultater ikke ble påvirket i nevneverdig grad av dette (Gjerde, 2011a). Det samme gjelder for *F. hepatica*: også mot denne tar immunitetsutviklingen opptil 5 måneder og hvorvidt egg var til stede i feces ble trolig ikke påvirket av at noen av dyrene hadde stått inne litt før prøvetaking. Selve prøvetidspunktet i forhold til når man forventer å finne flest EPG i løpet av beitesesongen, som tidligere diskutert, har nok større påvirkning på resultatet enn det faktum at noen av dyrene har stått inne en periode

Et annet aspekt ved *F. hepaticas* livssyklus som kan ha betydning for vår manglende påvisning, er at den har relativt lang prepatenstid. Det kan ta opptil 12 uker før leveriktene befinner seg i lever som voksne individer og legger egg, så det er en mulighet at dyrene i vårt utvalg ble smittet mot slutten av beitesesongen og var smittet med leverikter på prøvetakingstidspunktet, men at de ikke har begynt å skille ut egg ennå. Kanskje ville prøver

tatt etter jul gitt et annet resultat. I tillegg har store leverikter en ujevn utskillelse av egg, så mengden egg i avføringen kan svinge opp og ned uavhengig av den faktiske mengden ikter i lever (Animalia, 2017).

Laboratorieundersøkelser

Vi undersøkte kvantitativt for strongylidtype-egg. Fordi *O. ostertagi* og *C. oncophora* har morfologisk sett like egg, kunne vi ikke skille dem fra hverandre i mikroskopet. Metoder for å identifisere parasittarten og mengden av hver art, kunne ha gitt svar på hvilken av disse to artene det var mest av. Fordi *O. ostertagi* er mer patogen enn *C. oncophora* (Constable et al., 2017; Gjerde, 2011a), kunne det vært interessant å sett hvilken av de to som dominerte i prøvene og hvordan de fordelte seg innad i og mellom besetninger. Samtidig hadde ikke noen av dyrene i vår studie tydelige kliniske tegn til infeksjon med disse nematodene, så denne informasjonen ville vært av begrenset verdi i et klinisk perspektiv. I et forekomst-perspektiv ville det dog vært relevant. En metode vi kunne ha brukt er tidligere nevnte Baermanns metode for larvekultur, hvor man får egg til å klekke slik at man kan identifisere parasitter ved å bruke ulike morfologiske kjennetegn hos larvene. Denne metoden er relativt enkel og kunne absolutt vært gjennomført i en studie som denne. Som nevnt i introduksjonen finnes det også molekylære metoder for artsidentifikasjon, men disse var ikke et alternativ i vår studie på grunn av pris og tilgjengelighet.

En mulig feilkilde som er verdt å nevne er at ingen av oss har sett særlig mange parasittegg i mikroskop før, og at vi derfor både kan ha oversett strongylidtype-egg under tellingen og også ikke alltid kategorisert det vi så i mikroskopet riktig. Store, betydelige mistolkinger er det likevel trolig ikke snakk om, da strongylidtype-egg er distinkte, og ved

usikkerhet ble forstørrelse i mikroskopet økt og eggene målt. I noen tilfeller ble også ekspertise tilkalt.

Vi kunne også målt nivået av pepsinogen i blodet, da dette er kjent å samsvare godt med infeksjonsnivået av *O. ostertagi*. Grunnen er at pH i løpen stiger og at dette hemmer omdannelsen av pepsinogen til pepsin. Pepsinogen vil da "lekke" over i blodet på ulike måter og gi en hyperpepsinogenemi. Denne undersøkelsen er primært en diagnostisk hjelp ved mistanke om klinisk ostertagiose (Constable et al., 2017), og ikke alene diagnostisk for ostertagiose, så den må sees i sammenheng med anamnese og det øvrige kliniske bildet.

Vurderinger av funn

Ingen kalver i vår studie hadde EPG over 500. Det betyr at alle kalver hadde få strongylidtype-egg i avføringen. Parasittær belastning forårsaket av *O. ostertagi* og *C. oncophora* er da lav og vil ha lite effekt på kalvens helse og tilvekst (Taylor et al., 2007). Den faktiske parasittbelastningen i dyret, er dog umulig å fastslå vha. EPG alene, fordi eggutskillelsen fra GIN vil variere. Eksempler på faktorer som kan påvirke EPG er når prøven er tatt i forhold til infeksjonstidspunktet, immunitet i vertsdyret og avføringens konsistens. Det er også viktig å huske på at egg i feces indikerer *seksuelt aktiv orm*, og ikke orm i hypobiose, umodne orm eller en infeksjon med bare individer av ett kjønn (Bowman, 2021).

I to av besetningene (besetning 1 og 2) hadde så godt som alle kalvene avføring som varierte fra å være veldig løs til å kunne karakteriseres som diaré. Man kan tenke seg at dette kan ha redusert konsentrasjonen av parasittegg i feces, fordi avføringen besto av unormalt stor andel væske og dermed blir "fortynnet". Disse to besetningene var også de to med lavest EPG. Kalver i kjøttfebesetninger kan antas å ha lavere forekomst av nematoder enn kalver i melkebesetninger. Fordi kjøttfokalvene går sammen med eldre, immuniserte dyr som får i seg

egg, men skiller ut lite selv, kan smittepresset for kalvene være lavere. Kalver som er født om våren, vil også ha fordel av at de blir avvent på et tidspunkt hvor de fleste overvintrende *L3* av *O. ostertagi* i beitet også har dødd ut (Taylor et al., 2007).

Ut fra våre data kan vi ikke se statistisk forskjell på antall EPG feces mellom grupper med beiterotasjon og grupper uten. Det betyr ikke at beiterotasjon ikke kan bidra til å redusere smittepress fra helminter på beite, bare at vi ikke kan vise dette med våre data.

Ut fra våre data kan vi se statistisk forskjell på antall EPG feces mellom kalver som er yngre enn 200 dager og kalver som er 200 dager gamle eller eldre (yngre kalver hadde lavere EPG). Den statistisk signifikante forskjellen kan forklares av at de yngre kalvene drikker mer melk og spiser mindre gress enn de eldre og det er derfor mindre sannsynlighet for at de inntar nematode-egg. Kjøttfekalver født om våren avannes ofte sen august / tidlig september (Nortura, 2016). Dette passer med de kalvene som var over 200 dager gamle ved prøvetaking i oktober/november, men de yngste kalvene (født i juni og juli) ville vært avvent seinere på høsten, noe som fører til at de har beitet mindre gress og dermed fått i seg mindre nematodeegg. Det var få individer i hver gruppe, og et større datagrunnlag ville kunne gi den påviste forskjellen mer styrke. Dette resultatet er vanskelig å sammenligne med andre studier, da flere studier gir resultat for kalv som en gruppe og eldre dyr som en annen (f.eks. Wills, 2020), men sammenligner ikke unge kalver med litt eldre.

Fordelingen i de to aldersgruppene var basert på at hver gruppe består av nesten lik mengde kalver, og at flere kalver som er over 200 dager gamle ville være avvente enn kalver under den alderen. Flytting av aldersgrensen kunne ha gitt forskjellig resultat, for eksempel mindre forskjell hvis eldre kalver med høyere EPG var inkludert i den yngre gruppen.

Fordeling i flere aldersgrupper kunne gi verdifulle resultat, hvor man kunne se mer presist hvilken aldersgruppe har lavest eller høyest EPG. En sammenligning av EPG fra avvente og ikke avvente kalver kunne ha vært en alternativ, men avvenningstidspunkt i de besetningene

er ukjent. Et spørsmål om avvenningstidspunkt kunne ha vært fornuftig å inkludere i spørreskjema.

Mer data kreves for å sammenligne variabler, som innmark mot utmark eller dyretetthet på beite, i forhold til parasittbelastning.

Konklusjon

Resultatene fra analysene våre viste at det var jevnt over lave mengder med GIN i besetningene vi undersøkte. Dette må likevel betraktes i lys av at prøvene er tatt sent på året og dermed ikke nødvendigvis dyra har vært utsatt for tidligere i beitesesongen. Egg fra *Fasciola hepatica* ble ikke påvist i noen av prøvene.

Vi fant ingen statistisk forskjell i EPG feces mellom besetninger med beiterotasjon og uten. Kalver under 200 dager gamle hadde statistisk signifikant lavere mengde EPG enn kalver over 200 dager gamle.

Takk til bidragsytere

Takk til Lisbeth Hektoen og Ian Woolsey for tålmodighet og informativ, støttende veiledning.

Summary

Title: Occurrence of gastro-intestinal nematodes and liver flukes in first season grazing beef cattle in 7 herds in Viken municipality in Norway

Authors: Konrad N. Storrusten, Kolbeinn Thrastarson, Elise Tjørnsletten

Supervisors: Lisbeth Hektoen & Ian Woolsey.

Infection with gastrointestinal parasites on pasture can affect the health and production in cattle herds. The most important pasture parasites for cattle are the nematodes *Ostertagia ostertagi* and *Cooperia onchophora*, along with the large liver fluke, *Fasciola hepatica*. In this study, 54 fecal samples from 7 different beef cattle herds in Viken and Oslo municipalities in Norway were analyzed. All sampled calves have been on pasture for the first time in their life. Only herds where the animals were not medically treated against gastrointestinal parasites were included. The samples were analyzed quantitatively for eggs from gastrointestinal nematodes, but also qualitatively for *Fasciola hepatica* eggs. The samples were collected in a period from September to November 2021, just after the animals were taken in from the pasture.

All calves from every herd had a low number of parasite eggs (<500 EPG feces). No *Fasciola hepatica* eggs were found. We could not find a difference between herds with pasture rotation and without. EPG from calves older than 200 days was found to be higher than EPG from calves younger than 200 days ($p = 0,01$).

Referanser

Animalia. (2017). *Leverikter*. Tilgjengelig fra:

<https://www.animalia.no/no/Dyr/sauehelsenett/sjukdommer/lever/leverikter/> (lest 31.3.2022).

Animalia. (2021). *Årsmelding 2020*. Årsmelding Storfekjøttkontrollen 2020: Animalia.

Tilgjengelig fra:

<https://www.animalia.no/contentassets/fc367a3de23349cd83690551a1994338/211880-arsmelding-storfe-dsr-utkast04.pdf> (lest 6.3.2022).

Bellet, C., Green, M. J., Vickers, M., Forbes, A., Berry, E. & Kaler, J. (2016). Ostertagia spp., rumen fluke and liver fluke single- and poly-infections in cattle: An abattoir study of prevalence and production impacts in England and Wales. *Preventive Veterinary Medicine*, 132: 8.

Blanco-Penedo, I., Höglund, J., Fall, N. & Emanuelson, U. (2012). Exposure to pasture borne nematodes affects individual milk yield in Swedish dairy herds. *Veterinary Parasitology*, 188 (1-2): 93-98.

Bowman, D. D. (2021). *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. St. Louis, Missouri: Elsevier.

Brockwell, Y. M., Spithill, T. W., Anderson, G. R., Grillo, V. & Sangster, N. C. (2013).

Comparative kinetics of serological and coproantigen ELISA and faecal egg count in cattle experimentally infected with *Fasciola hepatica* and following treatment with triclabendazole. *Veterinary Parasitology*, 196. doi: 10.1016/j.vetpar.2013.04.012.

Charlier, J., Duchateau, L., Claerebout, E., Williams, D. & Vercruyse, J. (2007).

Associations between anti-*Fasciola hepatica* antibody levels in bulk-tank milk samples

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfkalver i 7 besetninger i Viken, Norge

and production parameters in dairy herds. *Preventive Veterinary Medicine*, 78. doi: 10.1016/j.prevetmed.2006.09.010.

Charlier, J., Höglund, J., Morgan, E. R., Geldhof, P., Vercruyse, J. & Claerebout, E. (2020a). Biology and Epidemiology of Gastrointestinal Nematodes in Cattle. *Ruminant Parasitology*, 36.

Charlier, J., Rinaldi, L., Musella, V., Ploeger, H. W., Chartier, C., Rose Vineer, H., Hinney, B., von Samson-Himmelstjerna, G., Băcescu, B., Mickiewicz, M., et al. (2020b). Initial assessment of the economic burden of major parasitic helminth infections to the ruminant livestock industry in Europe. *Preventive Veterinary Medicine*, 182. doi: <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105103>.

Claerebout, E. & Geldhof, P. (2020). Helminth Vaccines in Ruminants. *Veterinary Clinics: Food Animal Practice*, 36: 159-171. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2019.10.001>.

COMBAR. (2021). *Faecal egg count reduction test (FECRT) protocol Gastrointestinal nematodes - CATTLE*. Tilgjengelig fra: https://www.combar-ca.eu/sites/default/files/FECRT_PROTOCOL_cattle_March_2021%20.pdf (lest 4.5.2022).

Constable, P. D., Hinchcliff, K. W., Done, S. H. & Grünberg, W. (2017). *Veterinary Medicine: a Textbook of the Diseases of Cattle, Horses, Sheep, Pigs and Goats*. 11 utg. St. Louis. Missouri: Elsevier.

da Costa, R. A., Corbellini, L. G., Castro-Janer, E. & Riet-Correa, F. (2019). Evaluation of losses in carcasses of cattle naturally infected with *Fasciola hepatica*: effects on weight by age range and on carcass quality parameters. *Interational Journal of Parasitology*, 49 (11): 867-872.

Demeler, J., Van Zeveren, A. M. J., Kleinschmidt, N., Vercruyse, J., Höglund, J., Koopmann, R., Cabaret, J., Claerebout, E., Areskog, M. & von Samson-

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfokalver i 7 besetninger i Viken, Norge

- Himmelstjerna, G. (2009). Monitoring the efficacy of ivermectin and albendazole against gastro intestinal nematodes of cattle in Northern Europe. *Veterinary Parasitology*, 160: 109-115. doi: 10.1016/j.vetpar.2008.10.030.
- Domke, A., Chartier, C., Gjerde, B., Höglund, J., Leine, N., Vatn, S. & Stuen, S. (2012). Prevalence of anthelmintic resistance in gastrointestinal nematodes of sheep and goats in Norway. *Parasitology Research*, 111: 185-193. doi: DOI 10.1007/s00436-012-2817-x.
- Een Thuen, A. & Tufte, T. (2019). *Grasbasert ammekuproduksjon - Tiltak for økt bruk av grovfôr*: AgriAnalyse. Tilgjengelig fra: https://www.agrianalyse.no/getfile.php/134692-1554102351/Dokumenter/Dokumenter%202019/Rapport%207_2019_Grasbasert%20ammekuproduksjon%20%28web%29.pdf (lest 15.3.2022).
- European Commission, D.-G. f. R. a. I. (2012). *A decade of EU-funded animal health research.*: Publications Office.
- Fairweather, I. & Boray, B. C. (1999). Fasciolicides: Efficacy, Actions, Resistance and its Management. *The Veterinary Journal*, 158 (2): 81-112. doi: <https://doi.org/10.1053/tvj.1999.0377>.
- Fairweather, I., Brennan, G., Hanna, R., Robinson, M. & Skuce, P. (2020). Drug resistance in liver flukes. *International Journal for Parasitology*, 12: 39-59. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2019.11.003>.
- Fazio, L. E., Sánchez, R. O., Streitenberger, N., Galvan, W. R., Giudici, C. J. & Gimeno, E. J. (2014). The effect of anthelmintic resistance on the productivity in feedlot cattle. *Veterinart Parasitology*, 206 (3-4): 240-245. doi: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.10.010>.

Felleskatalogen. (2022a). *Distocur vet*. Tilgjengelig fra:

<https://www.felleskatalogen.no/medisin-vet/distocur-vet-dopharma-648746> (lest 3.5.2022).

Felleskatalogen. (2022b). *Søkeresultat for triklbendazol i Felleskatalogen*. Tilgjengelig fra:

<https://www.felleskatalogen.no/medisin-vet/internsok/?sokord=triklabendazol> (lest 10.5.2022).

Forskrift om hold av storfe. (2004: 15.3.2022). *Forskrift om hold av storfe av 22. april 2004 nr. 665*.

Geurden, T., Chartier, C., Fanke, J., Frangipane di Regalbono, A., Traversa, D., von Samson-Himmelstjerna, G., Demeler, J., Bindu Vanimiseti, H., Bartram, D. J. & Denwood, M. J. (2015). Anthelmintic resistance to ivermectin and moxidectin in gastrointestinal nematodes of cattle in Europe. *International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance*, 5 (3): 163-171. doi: <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2015.08.001>.

Gilleard, J. S. & Beech, R. N. (2007). Population genetics of anthelmintic resistance in parasitic nematodes. *Parasitology*, 134: 1133-1147. doi: 10.1017/S0031182007000066.

Gjerde, B. (2011a). *Parasittar hos storfe*. 13. utg. Oslo.

Gjerde, B. (2011b). *Uttak og undersøking av fecesprøver for parasittære strukturar*. Oslo.

Gjerde, B. (2011c). *Veterinærmedisinsk helmintologi*. 19 utg.

Greer, A. W., Van Wyk, J. A., Hamie, J. C., Bayruhanga, C. & Kenyon, F. (2020). Refugia-Based Strategies for Parasite Control in Livestock. *Veterinary Clinics: Food Animal Practice*, 36: 31-43. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2019.11.003>.

Grøndahl, A., Føske-Johnsen, J., Ellingsen, K., Halvorsen, I. & Mejdell, C. M. (2011). Velferd hos storfe. *Norsk veterinærtidsskrift*, 9: 549-558.

- Guilherme, G., Umer, N. & Manigandan, L. (2020). Diagnostic Methods for Detecting Internal Parasites of Livestock. *Veterinary Clinics: Food Animal Practice*, 36: 125-143. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2019.12.003>.
- Höglund, J., Dahlström, F., Engström, A., Hessle, A., Jakubek, E.-B., Schnieder, T., Strube, C. & Sollenberg, S. (2010). Antibodies to major pasture borne helminth infections in bulk-tank milk samples from organic and nearby conventional dairy herds in south-central Sweden. *Veterinary Parasitology*, 171. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.04.002.
- Howell, A. K. & Williams, D. J. L. (2020). *The Epidemiology and Control of Liver Flukes in Cattle and Sheep*: Veterinary Clinics: Food Animal Practice.
- Jarrett, W. F. H., McIntyre, W. I. M. & Jennings, F. W. (1957). The natural history of parasitic bronchitis with notes on prophylaxis and treatment. . *Veterinary Record*, 69.
- Jelinski, M., Gilleard, J., Rocheleau, L., Royan, G. & Waldner, C. (2017). Epidemiology of gastrointestinal nematode infections in grazing yearling beef cattle in Saskatchewan. *Canadian Veterinary Journal*, 58: 7.
- Johnson, J., Kasimanickam, V. R., Kastelic, J. P. & Kasimanickam, R. K. (2020). Reduced gastrointestinal worm burden following long term parasite control improves body condition and fertility in beef cows. *Veterinary Parasitology*, 287.
- Köhler, P. (2001). The biochemical basis of anthelmintic action and resistance. *International Journal for Parasitology*, 31 (4): 336-345. doi: [https://doi.org/10.1016/S0020-7519\(01\)00131-X](https://doi.org/10.1016/S0020-7519(01)00131-X).
- Landbruksdirektoratet. (2021). *Markedsrapport 2020*.
- Leathwick, D. (2013). Managing anthelmintic resistance – Parasite fitness, drug use strategy and the potential for reversion towards susceptibility. *Veterinary Parasitology*, 198: 145-153. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.08.022>.

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfekalver i 7 besetninger i Viken, Norge

NIBIO. (2020). *Rettleiar for klassifisering av innmarksbeite i AR5*. Tilgjengelig fra:

https://www.nibio.no/tema/jord/arealressurser/arealressurskart-ar5/kurstilbud/ar5-feltkurs/_attachment/inline/de415149-4d72-4241-9a5b-c28a4be0e83c:796164ef2b594803cd998e569b4152c9837ccd6/Beiterettleiar_Nibio_20200515.pdf (lest 10.3.2022).

Novobilský, A., Novák, J., Björkman, C. & Höglund, J. (2015). Impact of meteorological and environmental factors on the spatial distribution of *Fasciola hepatica* in beef cattle herds in Sweden. *BMC Veterinary Research*, 11: 9.

Opsal, T., Toftaker, I., Nødtvedt, A., Robertson, L. J., Tysnes, K. R., Woolsey, I. & Hektoen, L. (2021). Gastrointestinal nematodes and *Fasciola Hepatica* in Norwegian cattle herds: a questionnaire to investigate farmers' perceptions and control strategies. *Acta Veterinaria Scandinavia*, 63.

Petersson, J., Jokelanien, P., Lassen, B., Tagel, M., Viltrop, A. & Novobilský, A. (2017). Seroprevalence of *Fasciola hepatica* in cattle in Estonia. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 10: 5.

Rekdal, Y. (2016). *Norge - et utmarksland*: NIBIO. Tilgjengelig fra:

<https://www.nibio.no/nyheter/norge--et-utmarksland> (lest 15.3.2022).

Rekdal, Y. & Angeloff, M. (2022). *Arealrekneskap i utmark. Utmarksbeite - ressursgrunnlag og beitebruk*.

Ringdal, G., Nafstad, O. & Henriksen, B. I. F. (2015). *Val av kjøttferase*: Agropub.no.

Tilgjengelig fra: <https://www.agropub.no/fagartikler/val-av-kjottferase> (lest 15.3.2022).

Statistisk sentralbyrå. (2021). *Jordbruksarealet held seg stabilt*. Jordbruk og miljø, 2021.

Tilgjengelig fra: <https://www.ssb.no/jord-skog-jakt-og-fiskeri/artikler-og-publikasjoner/jordbruksarealet-held-seg-stabilt> (lest 15.3.2022).

Statistisk sentralbyrå. (2022). *Gardsbruk, jordbruksareal og husdyr*. Tilgjengelig fra:

<https://www.ssb.no/jord-skog-jakt-og-fiskeri/jordbruk/statistikk/gardsbruk-jordbruksareal-og-husdyr> (lest 13.05.2022).

Stromberg, B. E., Gasbarre, L. C., Ballweber, L. R., Dargatz, D. A., Rodriguez, J. M., Koprak, C. A. & Zarlenga, D., S. (2015). Prevalence of internal parasites in beef cows in the United States:

Results of the National Animal Health Monitoring System's (NAHMS)

beef study, 2007–2008. *The Canadian Journal of Veterinary Research*, 79: 6.

Suarez, V. H., Martínez, G. M., Micheloud, J. F. & Vinabal, A. E. (2017). Epidemiology and effect of gastrointestinal nematodes on beef cattle from tropical Argentina. *Tropical Animal Health and Production*, 50: 6.

Tavares, R., Staggemeir, R., Borges, A., Rodrigues, M., Castelan, L., Vasconcelos, J., Anschau, M. & Spalding, S. (2011). Molecular techniques for the study and diagnosis of parasite infection. *The Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Disease*, 17 (3): 239-248.

Taylor, M., Coop, R. & Wall, R. (2007). *Veterinary Parasitology*. 3rd utg.: Blackwell Publishing.

Tharaldsen, J. (1976). The epidemiology of trichostrongylid infections in young cattle in Norway. *Acta Veterinaria Scandinavia*. doi: <https://doi.org/10.1186/BF03547262>.

Tharaldsen, J. & Helle, O. (1984). Epidemiological investigations of trichostrongylid infections in young cattle in different parts of Norway. *Acta Veterinaria Scandinavia*, 25: 164-86.

Younie, D., Thamsborg, S. T., Ambrosini, F. & Roderick, S. (2004). Grassland Management and Parasite Control. I: Vaarst, M., Roderick, S., Lund, V. & Lockeretz, W. (red.) *Animal Health and Welfare in Organic Agriculture*, s. 309-328: CABI Publishing.

Forekomst av gastrointestinale nematoder og leverikter hos førsteårsbeitende kjøttfkalver i 7 besetninger i Viken, Norge

Zajíčková, M., Nguyen, L. T., Skálová, L., Stuchlíková, L. R. & Matoušková, P. (2020).

Anthelmintics in the future: current trends in the discovery and development of new drugs against gastrointestinal nematodes. *Drug Discovery Today*, 25 (2): 430-437. doi: <https://doi.org/10.1016/j.drudis.2019.12.007>.

Wills, F. K., WALDNER, C., CAMPBELL, J. R., POLLOCK, C., UEHLINGER, F.D. 2020.

Gastrointestinal nematode prevalence and fecal egg counts in beef cattle from western Canada. *Canadian Veterinary Journal*, 61, 605-612

Vedlegg

Spørsmål til produsent ved prøvetaking:

- Når var dyrene sluppet ut på beite (varighet av beitetid)?
- Utmarks-/innmarksbeite? Beskrivelse av beitet?
- Rase
- Beiterotasjon?
- Behandling for innvollsparasitter - ja/nei? evt med hva
- Størrelse på besetning
- Hvor stort er beiteområdet?
- Har de fått anmerkninger for leverikter fra slakteriet?
- Øre# og fødselsdato på dyrene som tas prøve fra



Norges miljø- og
biovitenskapelige
universitet

Postboks 5003
NO-1432 Ås
67 23 00 00
www.nmbu.no