



Norges miljø- og  
biovitenskapelige  
universitet

**Masteroppgave 2022 60 stp**  
Fakultet for biovitenskap

# **Undersøkelse av mulige biotiske årsaker til forsinket spiring i potet gjennom DNA-metastrekkoding og morfologisk nematodeanalyse – en casestudie**

Investigating Possible Biotic Causes of Poor Potato Emergence by DNA Metabarcoding and Morphological Nematode Analysis – a Case Study

**Sunniva Løwø**  
Plantevitenskap



## Forord

Høsten 2019 tikket det inn en e-post fra Kristin Sørensen i NLR Nord-Norge, som lurte på om jeg ville skrive masteroppgave om forsinket spiring hos Fonn-Holand gård på Engeløya. Det ble starten på denne oppgaven. Det er mange som har bidratt til å muliggjøre dette prosjektet. Takk til Henning Holand og Dina Fonn Sætre for at jeg fikk studere jorda deres. Tusen takk til hovedveilederen min, May Bente Brurberg, som hadde tro på prosjektet og takket ja til å være veileder. Takk til medveilederne mine, Simeon Rossmann, Marte Tangvik og Solveig Haukeland for god støtte og veiledning underveis. Takk til NIBIO for at jeg fikk bruke laboratoriene deres, og en stor takk til Monica Skogen, Marit Skuterud Vennatrø og Irene Rasmussen for opplæring og hjelp med labarbeidet. Takk til NIBIO og Fagforum potet for stipendene som muliggjorde dette prosjektet. Takk til Tromspotet for lån av drone, dronepilot og utstyr til jordprøvetaking, og for skyss til Engeløya. Sist, men ikke minst, takk til mamma for gode faglige diskusjoner og til hele familien for god støtte underveis.

Ås, 16. mai 2022

Sunniva Løwø

## Sammendrag

Forsinket spiring hos potetplanter, og redusert avling og kvalitet ble observert på betydelige arealer i flere potetåkere på Engaløya i Nordland i 2018 og 2019. Ingen åpenbar årsak ble funnet. Det ble tatt jordprøver i områdene med normal og forsinket vekst, og i overgangen mellom disse i tre åkere i 2020 og 2021. DNA-metastrekkoding ble gjennomført for å kartlegge bakterier, sopp, oomyceter og nematoder. Jordprøvene ble også analysert for planteparasittære nematoder, inkludert cyster, for å sammenligne DNA-metastrekkoding med tradisjonelle metoder. Videre ble nematoder ekstrahert fra potetknoller med symptomer på *Streptomyces* spp. (flatskurv), da man har sett at *Pratylenchus* spp. kan gi lignende symptomer på knollene. Nematodene ble ekstrahert og identifisert morfologisk. Den vanligste planteparasittære nematoden i jordprøvene var rotsårnematoden *Pratylenchus crenatus*. Amplikonsvekvensvarianter (ASVer) karakterisert som *Pratylenchus* spp. var også mest abundant blant planteparasittære nematoder i metastrekkodeanalysen. Det ble ikke funnet *Pratylenchus* spp. i potetprøver med flatskurvsymptomer. ASVer tilordnet *Paratrichodorus* spp. ble observert oftere i områder med forsinket vekst enn i områder med god vekst, men denne slekta ble ikke funnet i nematodeekstraksjonen. Potetcystenematoder (*Globodera rostochiensis* og *G. pallida*), som er nematodekandidater ved dårlig vekst, ble ikke funnet. I en av åkrene ble det funnet *Rhizoctonia* spp. i områder med forsinket vekst. *Rhizoctonia* spp. kan inngå i sykdomskomplekser med frittlevende nematoder. I denne åkeren ble det også funnet *P. crenatus*, men antallet nematoder, som varierte fra 87-116 individer per 250 mL jord, er trolig under skadeterskel for denne arten. Oomyceten *Globisporangium irregulare* var vanligere i områder med forsinket vekst enn i områder med god vekst på alle åkrene. *G. irregulare* har et bredt vertsspekter og kan gi dårlig spiring i en rekke vertsplanter, men den er ikke kjent for å gjøre skade i potet. ASVer tilordnet *Aphanomyces* spp. var vanlig på alle skiftene. Plantepatogene *Aphanomyces*-arter kan gi rotråte i belgfrukter og noen andre arter, men det er ikke kjent at den gjør skade i potet. En tydelig årsak til den forsinkede spiringen i potetåkrene har ikke blitt funnet, men det ble funnet flere faktorer som kan ha ført til forsinket vekst. For å fastslå årsaken behøves det videre undersøkelser, inkludert isolering av skadegjørere og smitteforsøk.

## Abstract

Delayed emergence of potato plants and reduced yield and quality were observed in large areas of several potato fields in Engeløya, 150 km north of the Arctic circle in Norway, in 2018-2019. Since no obvious cause was found, soil samples were collected in zones showing normal and delayed growth, and in the transition zones between these, in three fields in 2020 and 2021. DNA metabarcoding was performed to identify present bacteria, fungi, oomycetes, and nematodes. Soil samples were also analyzed for plant-parasitic nematodes, including cysts, to compare DNA metabarcoding with traditional methods. Furthermore, nematodes were extracted from potato tubers showing symptoms of *Streptomyces* spp. (common scab), as *Pratylenchus* spp. have been shown to cause similar symptoms on tubers. The extracted nematodes were counted and identified morphologically. The most prevalent plant-parasitic nematode in the soil samples was the root lesion nematode *Pratylenchus crenatus*. Amplicon sequence variants (ASVs) designated *Pratylenchus* spp. were also the most abundant among plant-parasitic nematodes in the metabarcoding analysis. However, no *Pratylenchus* spp. were detected in potato tuber samples showing common scab symptoms. ASVs designated *Paratrichodorus* spp. were more common in areas with delayed growth than in areas with good growth, however, this genus was not detected in the nematode extractions. Potato cyst nematodes (*Globodera rostochiensis* and *G. pallida*), which are obvious nematode candidates of poor growth, were not detected. In one field, *Rhizoctonia* spp. was present in the parts of the field with poor growth. In this same field *P. crenatus* was also detected, but the number of nematodes ranged from 87-116 individuals per 250 mL soil, which is likely below the expected damage threshold for this species. *Rhizoctonia* spp. and free-living nematodes have been found to join in disease complexes. The oomycete *Globisporangium irregulare* was more prevalent in the poor-growing parts across all fields. *G. irregulare* has a broad host range and is known to cause damping off disease in many plants, however, it is not described as a potato pathogen. ASVs designated *Aphanomyces* spp. were common in all three fields. Plant-pathogenic *Aphanomyces* species are known to cause root rot in legumes, and a few other species, but not in potato. A single cause of the delayed emergence in the potato fields has not been shown, but several factors that are associated with delayed growth were found. To narrow down the cause further, additional studies are needed, including isolation of potential pathogens and infection trials.

# Innholdsfortegnelse

1 Introduksjon .....	1
1.1 Bakgrunn og problemstilling.....	1
1.2 Potensielle skadegjørere .....	3
1.2.1 Nematoder .....	4
1.2.2 Sopp- og sopplignende organismer .....	9
1.2.3 Bakteriesykdommer.....	13
1.2.4 Virus .....	14
1.2.5 Samspill mellom skadegjørere.....	15
1.3 Jordforhold .....	16
2 Materialer og metoder.....	17
2.1 Uttak av jordprøver .....	17
2.2 DNA-metastrekkoding .....	22
2.2.1 DNA-isolering .....	23
2.2.2 Polymerase-kjedereaksjon (PCR).....	24
2.2.3 Sekvensering.....	30
2.3 Dataanalyse .....	31
2.4 Ekstraksjon av nematoder .....	32
2.4.1 Ekstraksjon av frittlevende nematoder .....	32
2.4.2 Ekstraksjon av potetcystenematoder .....	34
2.4.3 Ekstraksjon av nematoder fra potet med mistifier.....	34
2.4.4 Identifikasjon av frittlevende nematoder .....	35
2.5 Analyse av jordprøver hos Eurofins.....	36
3 Resultater .....	37
3.1 Metastrekkoding.....	37
3.2 Telling og bestemmelse av frittlevende nematoder og PCN.....	46
3.3 Sammenligning mellom gamle og nye metoder.....	49
3.4 Jordkjemiske analyser .....	51
4 Diskusjon .....	53
4.1 Metastrekkoding.....	53
4.2 Nematodetelling .....	56
4.3 Sykdomskomplekser .....	58

4.4 Sammenligning mellom gamle og nye metoder.....	59
5 Konklusjon.....	62
Litteratur .....	64
Vedlegg 1 – Kjemiske jordprøver fra 2018 og 2019 .....	72
Vedlegg 2 – Analyserapport for jordboende virus 2019.....	74
Vedlegg 3 – Visualisering av PCR-produkt på agarosegel.....	75
Vedlegg 4 – Positive kontroller .....	77
Vedlegg 5 – Metastrekkoding: Kontroller .....	81
Vedlegg 6 – Metastrekkoding: Topp 20 ASVer .....	85
Vedlegg 7 – Metastrekkoding: Topp 20 slekter.....	89
Vedlegg 8 – Dato for ekstrahering og telling av frittlevende nematoder .....	90

# 1 Introduksjon

## 1.1 Bakgrunn og problemstilling



**Figur 1** Fonn-Holand gård ligger i Nordland og er den største potetprodusenten i fylket. Kilde: kilden.nibio.no.

I 2018 og 2019 ble det oppdaget ujevn spiring i potetåkrer på betydelige arealer hos Fonn-Holand gård på Engeløya i Steigen (Figur 1). Gården og potetproduksjonen ble i 2018 overtatt av Henning Holand og Dina Fonn Sætre, og har i dag den største potetproduksjonen i Nordland. Bakgrunnen for oppgaven er at Fonn-Holand gård i sesongene 2018 og 2019 hadde problemer med forsinket og ujevn spiring på betydelige arealer på flere av skiftene, noe som har gitt vesentlig tap på grunn av avlingsreduksjon og kvalitetstap (Figur 2 og Figur 3). I områdene med forsinket spiring ble det også registrert noe redusert og misformet avling, noe som gir en stor andel utsortering og fører til store kostnader i flere ledd av verdikjeden. Skadene hadde tilsynelatende ingen åpenbar årsak.

Oppgavens mål var å gjennom DNA-metastrekkoding og tradisjonelle metoder for nematodeanalyser undersøke mulige biotiske årsaker i jorda til skadene i potetåkrene på Engeløya.



**Figur 2** Flekkvis forsinket spiring i potet på Beita i 2019-sesongen. Settetidspunkt 24. mai, god jordtemperatur og ingen tele. Foto: Fonn-Holand gård.

Fonn-Holand gård dyrker stort sett mandelpotet. Fram til og med 2018 ble det brukt egen settepotet. I 2019 ble all settepoteten byttet ut, noe som gav økt avling og bedre kvalitet på poteten. Problemet med flekkvis ujevn spiring og vekst forsvant ikke, og den ujevne veksten var også tydelig i sesongene 2020 og



2021. I 2020 ble det dyrket henholdsvis raigras, bygg og potet på de aktuelle skiftene, mens det i 2021 ble dyrket potet på alle tre skiftene (Tabell 1). Det har blitt dyrket potet på gården siden 1990. I 2018 ble settepoteten beiset med soppmidlet Maxim (Syngenta) på gården. Fra og med 2019 har det blitt kjøpt ferdigbeisa settepotet. All potet har blitt lysgrodd før setting. I 2019 begynte Fonn-Holand gård med flytende gjødsling med nitrogen-fosfor startgjødsel som sprøytes rett i randa der



**Figur 3** Flekkvis forsinket spiring i potet i 2018-sesongen. Foto: Fonn-Holand gård.

poteten skal ligge. Forkultur for de problematiske skiftene var kortvarig eller langvarig eng. Dårlig omdanna gras kan skape gode forhold for sjukdomsorganismer, men dette er ikke et utstrakt problem andre steder i Nord-Norge (Kristin Sørensen, Norsk Landbruksrådgivning Nord-Norge, personlig kommunikasjon). Etter 2018 har Fonn-Holand gård hatt vekstskifte med potet, raigras og bygg (Tabell 1). Av ugras var linbendel og meldestokk mest utfordrende i 2020. Vekstmønstrene i både bygg og raigras lignet på vekstmønstrene i potet, med flekkvis dårlig vekst. Det kan tyde på skadegjørere med et bredt vertsspekter, og komplekse årsaker bestående av opptil flere skadegjørere og/eller abiotiske faktorer. Jordbearbeiding og dyrkingsteknikk, samt topografiske forhold ble diskutert med dyrkerne og rådgivere fra Tromspotet og NLR i lys av problemene. Lysmyra og Trollmyra er flate skifter, så variasjonen i vanntilgang, temperatur og lys antas ikke å være av betydning. Skiftet Beita ligger i en bakke. På dette skiftet kan det være variasjon i vanntilgang, og variasjon i næringstilgang med avrenning av næringsstoffer på toppen og en opphopning av næringsstoffer og vann i bunnen. Det er ikke uvanlig med variasjon i veksten mellom topper og søkk i en åker. På Beita ligger imidlertid området med forsinket vekst i hellinga, og ikke på toppen eller i bunnen, og de overnevnte variasjonene kan trolig ikke forklare variasjonen i vekst. Det har blitt gjort dyrkingstekniske endringer mellom årene, men det forklarer ikke

variasjon innad i et skifte i samme sesong. Basert på dette ser det ut som at årsaken til den forsinkede spiringen er knyttet til jorda. Det er rundt 20 gårder i drift på Engeløya, og det er rift om jorda. Det er derfor avgjørende for Fonn-Holand gård å kunne bruke den jorda de har til å dyrke potet.

**Tabell 1** Vekstskifte hos Fonn-Holand gård fra 2018-2021 på skiftene undersøkt i denne studien.

Skifte	2018	2019	2020	2021
Lysmyra	Raigras	Potet	Raigras	Potet
Beita	Eng	Potet	Bygg	Potet
Trollmyra	Potet	Raigras	Potet	Potet

I 2018 og 2019 tok Fonn-Holand gård jordprøver av de aktuelle skiftene som ble analysert hos Eurofins Agro (Vedlegg 1). De aktuelle skiftene ligger på skrinn sandjord, med lavt moldinnhold (2,7 % og 10,2 % av tørrstoff). Moldinnholdet i jorda påvirker mikroorganismene i jorda og rundt potetrøttene. Et lavere moldinnhold kan gi færre mikroorganismer og lavere diversitet, noe som igjen kan påvirke potetplanten. Jordprøvene viste også lite kalium og mangan i jorda, samt lite bor noen steder. Disse prøvene er gjennomsnittsprøver fra hele skifter tatt i 2018 og 2019, og viser ikke eventuelle forskjeller innad i skiftet mellom områder med god og dårlig vekst.

I samråd med dyrkerne og rådgiver fra Tromspotet ble problemområdene identifisert ved hjelp av skademelding og dronebilder. Tre skifter, Lysmyra, Beita og Trollmyra, ble valgt ut for studien. Fra disse skiftene ble det tatt ut jordprøver til metastrekkoding, ekstraksjon av nematoder til morfologisk bestemmelse, samt prøver til jordanalyse hos Eurofins.

## 1.2 Potensielle skadegjørere

Dårlig spiring i potet kan ha ulike årsaker. Både sjukdomsorganismer, næringstilgang i jorda og dyrkingstekniske forhold kan påvirke spiringa. Samspill mellom ulike skadegjørere påvirke symptombildet. Patogene jordboende organismer, som sopp, bakterier oomyceter og planteparasittære nematoder, kan ha en negativ effekt på spiringa. Ved sterke angrep av soppen *Rhizoctonia solani*, som gir sykdommen svartskurv, kan groene ødelegges helt, og poteten må starte på nytt fra nye groøyne eller ved å forgreine en avsvidd groe (Agrios, 2005). Da forsinkes spiringa. *R. solani* alene gir dog sjelden så totale angrep som på Engeløya (Klemmensen, 2007).

Også andre skadegjørere, som *Polyscytalum pustulans* og planteparasittære nematoder kan gi dårlig spiring i potet. Kjente utfordringer på Engeløya er vorteskurv, svartskurv, flatskurv og mopptoppvirus. Dyrkerne har ikke sett noen tydelig sammenheng mellom forekomst av vorteskurv og utfordringer med spiring.

### 1.2.1 Nematoder

Nematoder er mikroskopiske rundormer som lever i jorda. Jordboende nematoder har ulike roller i økosystemet, og inkluderer bakteriespisere, soppspisere, predatorer, omnivorer og herbivore nematoder (Magnusson, 2020). Bakteriespisere, soppspisere, predatorer og omnivorer regnes som nyttenematoder, og bidrar blant annet med å tilgjengeliggjøre nitrogen for planter, omdanning av organisk materiale og å holde skadegjørere i sjakk. Noen arter i disse gruppene kan inngå i kontroll av planteskadegjørere som planteparasittære nematoder, bakterier og sopp (Magnusson, 2020). En del av de herbivore nematodeartene er planteparasittære og kan gi skade på planter.

Planteparasittære nematoder kan utgjøre et betydelig problem i planteproduksjon. De lever av og i plantene, primært i de underjordiske delene. Selv om mengden plantemateriale nematodene spiser er liten, kan skaden bli betydelig (Magnusson, 2020). Nematodene spiser på planterøttene, noe som påvirker vann- og næringsopptaket slik at plantene blir utsatt for næringsmangel og tørke. Symptomene på nematodeskader i en åker eller på en plante er ofte uspesifikke og lett å forveksle med andre sykdommer eller næringsmangel (Holgado & Magnusson, 2012). Den typiske skaden i åkeren er runde eller ovale flekker som er dratt ut i arbeidsretning, med dårlig eller ingen vekst. Fordi symptomene er uspesifikke og nematodene mikroskopiske, tar det ofte lang tid årsaken før årsaken blir funnet (Ferraz & Brown, 2002). Årlig antas nematoder å forårsake om lag 11% tap i den globale matplanteproduksjonen (Agrios, 2005).

Planteparasittære nematoder kan deles inn i ektoparasitter og endoparasitter (Ferraz & Brown, 2002). Ektoparasitter forblir, med mesteparten av kroppen, i jorda og har ofte en lang munnbrodd som de stikker inn i rota og spiser gjennom. Stubbrotnematoder (*Trichodorus* spp./*Paratrichodorus* spp.) og stuntnematoder (*Tylenchorhynchus* spp.) er blant nematodeslektene som tilhører gruppen ektoparasitter. Endoparasitter trenger helt inn i roten, i alle fall i deler av livssyklusen. Inndelingen i ektoparasitter og endoparasitter er ikke absolutt, og det finnes arter som kan opptre som begge deler avhengig av livsfase og hvilken vertsplante den parasitterer

(Ferraz & Brown, 2002). Noen arter trenger delvis inn i planten, og defineres som semi-endoparasitter (Ferraz & Brown, 2002). Endoparasitter kan videre deles inn i migrerende og sedentære endoparasitter. Migrerende endoparasitter forblir bevegelige, og kan bevege seg i planten eller til en ny plante når det blir lite mat. Denne gruppen er ofte polyfage (Bingefors et al., 1971). Det vil si at de har mange ulike vertsplanter. Rotsårnematoder (*Pratylenchus* spp.) er blant nematodeslektene som tilhører gruppen migrerende endoparasitter. Sedentære nematoder finner en passelig vert. Der etablerer de et fødested (eng: feeding site) hvor de kan fullføre livssyklusen og reprodusere (Ferraz & Brown, 2002). Cystenematoder (*Globodera* spp.) og rotgallnematoder (*Meloidogyne* spp.) er blant nematodeslektene som tilhører gruppen sedentære endoparasitter.

Nematoder regnes som akvatiske dyr, og jordboende nematoder lever i jordvannet (Norton, 1978). Porestørrelse og vannmetning er derfor viktige for hvordan nematoden trives. For de fleste nematoder er en vannmetning like under feltkapasitet ideelt (Bingefors et al., 1971). Dersom alle porene fylles med vann, blir det for lite oksygen til nematodene. Blir vannstanden for lav, øker både kapillærkreftene og det osmotiske trykket. Da blir det vanskelig for nematoden å bevege seg. Mange nematoder kan likevel overleve ganske lenge når jordas vannmetning er ved plantenes visnegrense (Bingefors et al., 1971). Nematoder har temperaturoptimum som varierer både mellom arter og mellom ulike livsfaser. For de fleste nematoder ligger den nedre aktivitetsgrensa mellom 5 og 10 grader, mens den øvre ligger rundt 30 grader (Kimpinski & Willis, 1981). *P. crenatus* har et noe lavere temperaturoptimum enn for eksempel *P. penetrans* (Kimpinski & Willis, 1981). Nematoder er forholdsvis tolerante for de pH-verdiene og saltkonsentrasjonene som er vanlig i jordbruksjord. Mange nematoder trives gjerne bedre ved litt lavere pH, og i et forsøk av Kimpinski og Willis (1981) gikk populasjonen av *P. crenatus* drastisk ned da de økte pH fra 5 til 6,9. Jordart påvirker porestørrelse. Porestørrelsen er viktig for vannfilmens tykkelse, og påvirker hvordan nematoden kan bevege seg (Jatala, 1986). Mange planteparasittære nematoder trives best på lettere jordarter som har større porerom (Ferraz & Brown, 2002; Jatala, 1986).

Den viktigste faktoren for nematoder er vertsplanten (Norton, 1989). For å kunne etablere seg, trenger nematoden en egnet vertsplante. Når populasjonen er etablert kan miljøfaktorene være med på å regulere populasjonen videre. Konkurransen mellom artene er av mindre betydning, da en plante som regel vil kunne fø mange flere nematoder enn den gjør. I tillegg kan de ulike artene ha litt ulike nisjer (Norton, 1989).

Potetcystenematoder og rotgallnematoder er de globalt sett viktigste nematodene i potet, men også andre nematoder kan gjøre betydelig skade (Nilsson et al., 2012).

Potetcystenematoder (*Globodera* spp.)

De mest kjente og viktigste nematodene på potet er potetcystenematoder (PCN). PCN er sedentære endoparasitter (Ferraz & Brown, 2002). Angrep av hvit PCN (*Globodera pallida*) eller gul PCN (*G. rostochiensis*) kan gi store avlingstap. Typiske symptomer er flekker i åkeren med dårlig utviklede eller gulne planter som visner lett ved tørke. Ved angrep øker potetplanten rotdannelse med sterk forgreining og knollene blir mindre (Marks & Brodie, 1998). Røttene til en angrepet plante blir veldig buskete, og det er vanskelig å riste jorda av knollene. Noen ganger kan man se gule eller hvite cyster på røttene. Planten får et underutviklet rotsystem, og vann- og næringsopptak påvirkes. Ved små eller moderate angrep kan plantene være symptomfrie over bakken. PCN kan overleve som cyster i jorda i over 20 år, og vanligvis er det bare en liten andel som klekker hvert år (Jatala, 1986). Majoriteten av cystene klekker kun dersom det er potetrøtter til stede, noe som gjør det vanskelig å bli kvitt PCN ved hjelp av vekstskifte. Derfor er det vanskelig å bekjempe PCN hvis en først har fått inn smitte (Marks & Brodie, 1998). PCN er, siden det ble oppdaget i Norge på 50-tallet, lovregulert for å hindre innførsel og spredning. Både hvit og gul PCN er karanteneskadegjørere i henhold til Matloven (Landbruks- og matdepartementet, 2000). Ingen av disse har blitt påvist hos Fonn-Holand gård eller andre steder i Nord-Norge tidligere (Holgado et al., 2016, 2017).

Rotgallnematoder (*Meloidogyne* spp.)

*Meloidogyne* spp. er sedentære endoparasitter med et bredt vertsspekter (Bingefors et al., 1971). Arter i *Meloidogyne*-slekta kan gjøre stor skade i mange kulturer, og er blant de mest studerte nematodeslektene (Ferraz & Brown, 2002). I løpet av de to første dagene etter at en juvenil har gått inn i rota, sveller røttene. Det er dette som kalles rotgaller (Ferraz & Brown, 2002). Galler kan også dannes på potetknoller. Inni rotgallene lager nematoden en fødecelle (eng: giant cell) ved å skille ut vekstfremmende stoffer (Bingefors et al., 1971). Slike modifiserte celler forårsaker forstyrrelser i karvevet, og ved store angrep får planten et redusert rotsystem. De angrepne plantene vil ha problemer med å ta opp vann og næringsstoffer, og visner lettere. Ved store angrep vil planten henge etter i utviklinga. I tillegg tar nematoden opp næring direkte fra rotsystemet, og

skaper en massestrømseffekt for fotosynteseprodukter i planten. Symptomene i åkeren opptrer, som for andre nematoder, som regel flekkvis (Ferraz & Brown, 2002).

De viktigste artene for potetproduksjon er *Meloidogyne chitwoodi* og *M. fallax*. *M. chitwoodi* er svært polyfag, mens *M. fallax* er mer spesialisert (Bingefors et al., 1971; EPPO, 2021). *M. fallax* har likevel flere alternative verter til potet, inkludert ugras som svartsøtvier (*Solanum nigrum*). *M. chitwoodi* og *M. fallax* er hittil ikke funnet i Norge, men har blitt funnet i Sverige (Holgado & Rasmussen, 2020; Vennatrø, 2021). *M. chitwoodi* og *M. fallax* er karanteneskadegjørere i Norge (Landbruks- og matdepartementet, 2000).

#### Rotsårnematoder (*Pratylenchus* spp.)

Rotsårnematoder (*Pratylenchus* spp.) lever mesteparten av livet i plantens røtter og regnes som migrerende endoparasitter (Bingefors et al., 1971). Eggleggingen og den påfølgende utviklingen foregår i roten. Nematodene overvintrer i jorda, og trenger inn i røttene når potetplanten spirer (Ferraz & Brown, 2002). For å invadere røttene bruker rotsårnematodene den kraftige munnbrodden. Alle de bevegelige juvenilstadiene og voksne kan infisere planten (Ferraz & Brown, 2002). Skaden vises ofte ikke før litt uti vekstsesongen. De skadede plantene vil ligge bak resten i utviklinga, og blir klorotiske. Røttene til de angrepne plantene kan i stor grad være råtnet vekk, og sårene *Pratylenchus* spp. lager kan bli inngangssår for sopp og bakterier (Klemmensen, 2007). Sammenlignet med friske planter, mangler angrepne røtter særlig finrøttene (Ferraz & Brown, 2002). Nematoden beveger seg både inter- og intracellulært i røttene, og bruker både mekanisk og enzymatisk arbeid for å trenge inn i cellene. Det innebærer at nematoden stikker hull i rota med munnbrodden og skiller ut enzymer som bryter ned celleveggen (Ferraz & Brown, 2002). Så snart nematoden har forlatt en celle, vil cella typisk kollapse. Store angrep kan gi store hulrom i rota. Angrepne røtter får nekrotiske gul-brune sår som kan bli svarte hvis det blir et inngangssår for sekundære patogen som sopp. I noen tilfeller kan *Pratylenchus penetrans* gi symptomer på knollene som ligner på flatskurv (Holgado et al., 2009; Nærstad et al., 2012). Symptomene i åkeren vises ofte som runde eller ovale områder med dårligere vekst. Under gunstige forhold kan rotsårnematoder fullføre livssyklusen i løpet av fire til seks uker (Ferraz & Brown, 2002). Temperaturoptimum varierer mellom de ulike *Pratylenchus*-artene. Populasjonstetthet og artsfordeling påvirkes av jordart. De fleste artene når høyest tetthet på sandjord (Ferraz & Brown, 2002). *P. crenatus* antas å være mindre patogen enn *P. penetrans*. Den har også et lavere

temperaturoptimum, og trives ved en noe lavere pH enn *P. penetrans* (Kimpinski & Willis, 1978). *Pratylenchus*-arter har mange vertsplanter, og er derfor vanskelig å bekjempe ved vekstskifte (Ferraz & Brown, 2002). Rotsårnematoder er vanlige i norsk jord. *P. penetrans* har blitt funnet nord til Bodø, mens *P. crenatus* og *P. fallax* finnes i hele landet (Holgado, 2017).

Stubbrotnematoder (*Trichodorus* spp. og *Paratrichodorus* spp.)

Slektene *Trichodorus* spp. og *Paratrichodorus* spp. er ektoparasitter som lever i jorda og på rotoverflaten. De samler seg særlig rundt rotspisser (Ferraz & Brown, 2002). Når nematodene spiser på røttene, stopper rotveksten og planten får korte og butte (stubbete) røtter. Det er opphavet til navnet stubbrotnematoder (Hafez et al., 2020). Angrepne planter får et redusert rotsystem, og kan derfor få redusert vekst og er utsatt for tørke og næringsmangel (Ferraz & Brown, 2002). På potet gjør stubbrotnematoder begrenset skade idet de spiser på røttene. Stubbrottnematodene er likevel viktige skadegjørere i potet fordi de er vektorer for rattelvirus (Tobacco Rattle Virus, TRV) (Hafez et al., 2020). TRV kan gi rustflekksjuke i knollen og kan gi dårligere vekst. Viruset gjør gjerne større skade enn det nematoden i seg selv gjør (Ferraz & Brown, 2002). Populasjonstettheten ved setting avgjør hvor store skadene kan bli, men dersom TRV er tilstede, kan skadeterskelen ligge nede i 8-10 individer per 2,4 dl (8 oz) jord (Hafez et al., 2020). Både *Trichodorus* spp. og *Paratrichodorus* spp. trives på lettere sandjord under fuktige forhold (Ferraz & Brown, 2002; Hafez et al., 2020).

Under gode forhold kan stubbrotnematodene ha flere generasjoner i løpet av en sesong, men det finnes ikke tall på hvor mange generasjoner de kan ha i Norge eller Nord-Norge. De har et temperaturoptimum ved 25°C, hvor generasjonstiden er på 16-17 dager (Ferraz & Brown, 2002). Stubbrottnematoder er svært mobile i jordprofilen. De trekker nedover i jorda for å overvintre og dersom det blir tørt i løpet av vekstsesongen. I tillegg er de fleste artene polyfage, noe som gjør dem vanskelig å kontrollere med vekstskifte (Ferraz & Brown, 2002; Hafez et al., 2020). Stubbrottnematoder er vanlige i Norge (Blystad & Munthe, 2017).

Stuntnematoder (*Tylenchorhynchus* spp.)

Nematodeslekta *Tylenchorhynchus* spp. er ektoparasitt på et bredt spekter av kulturplanter (Ferraz & Brown, 2002). De spiser på epidermisceller på rotkappa og på rothår. Angrepne planter kan få et redusert rotsystem som fører til svekkede planter med kloroser, bladfall og visning (Ferraz & Brown, 2002). De fleste artene i slekta antas ikke å være veldig patogene (Bingefors et al., 1971).

Det finnes derfor begrenset kunnskap om denne slekta og hvilken rolle den spiller i Norge. Skaden forårsaket av *Tylenchorhynchus* spp. er ofte mindre alvorlig fordi de parasitterte cellene vanligvis ikke dør (Ferraz & Brown, 2002). Forsøk tyder på at *Tylenchorhynchus dubius* i store antall kan føre til redusert vekst i potet (Kyrrou, 1969).

*Tylenchus* spp.

Nematoder av slekta *Tylenchus* spp. har munnbrodd og spiser på planterøtter, men antas ikke å gjøre skade av betydning (Ferraz & Brown, 2002; Viketoft et al., 2005; Yeates et al., 1993). *Tylenchus* spp. er vanlig å finne i nematodeprøver i Norge (Solveig Haukeland, NIBIO, personlig kommunikasjon).

### 1.2.2 Sopp- og sopplignende organismer

Sopp og sopplignende organismer kan gi sykdom både på røttene, knollene og de overjordiske delene av planten. For eksempel kan soppen *Rhizoctonia solani* og oomyceter i slektene *Pythium/Globisporangium* spp. gi dårlig spiring i potet og andre kulturplanter. Oomyceter inkluderer også den, globalt sett, mest utfordrende potetsykdommen; tørråte, forårsaket av *Phytophthora infestans*. I nord-norsk potetproduksjon er tørråte vanligvis ikke et problem. Med jevne mellomrom kommer det tørråte inn med settepotet, men hittil har den alltid latt seg nedkjempe i løpet av noen år (Kristin Sørensen, Norsk landbruksrådgivning Nord-Norge, personlig kommunikasjon). Siden den nord-norske potetproduksjon er geografisk langt unna områder hvor tørråte er vanlig, er luftsmitte ikke et problem. På Engeløya er det ikke rapportert om tørråte de siste årene. Da det fram til 2019 ble brukt egen settepotet, og Fonn-Holand gård er den eneste potetgården i mange mils omkrets, har det heller ikke tidligere vært risiko for tørråtesmitte. Nilsson et al. (2012) nevner flere sopp sykdommer som kan gi dårlig spiring i potet, blant annet *Fusarium* spp. og blæreskurv (*Polyscytalum pustulans*). Blæreskurv kan skade groer, stengler og røtter tidlig i sesongen. Dersom settepoteten er smittet, kan det gi dårlig spiring og sprang i radene i åkeren (Møllerhagen, 2011). Vorteskurv og svartskurv er kjente utfordringer på Engeløya, og særlig svartskurv kan påvirke spiringa.

*Alternaria solani*

Tørrfleksjuke forårsakes av soppen *Alternaria solani*. Typiske symptomer er tørre, brune bladflekker i konsentriske ringer. Det dannes en gul sone i overgangen mellom friskt og sykt vev.



Ved små flekker kan symptomene lett forveksles med manganmangel. Tørrflekksjuken vises først på eldre blad, mens manganmangel først vises på yngre blad. Tørrflekksjuke kan også angripe stengler, og i noen tilfeller knollene. På knollen dannes det mørke, nedsunkne, uregelmessige flekker, gjerne med en opphøyet, fiolett kant. Det underliggende vevet er tørt, læraktig og vanligvis brunt. Knollsymptomer vises vanligvis ikke før etter en tid på lager (Agrios, 2005). Det er begrenset kunnskap om utbredelsen av *A. solani* i Norge (Hermansen & Nærstad, 2013; Hermansen & Aamlid, 2019).

#### *Boeremia foveata*

Fomaråte forårsakes av soppen *Boeremia foveata* (tidligere *Phoma foveata*), og er primært en lagersykdom (Agrios, 2005). Settepotet er den viktigste smittekilden, men soppen har flere vertsplanter og sporene kan overleve i jorda i flere år (Sundheim, 1983). Jord er derfor også en viktig smittekilde. Smitten skjer særlig ved opptak under fuktige forhold, men soppen kan også smitte tidligere i sesongen. Infeksjonen er til å begynne med latent, og sykdommen utvikler seg siden på lager (Sundheim, 1983). Det kan ikke utelukkes at *B. foveata*, under spesielle forhold, også kan gi trøbbel i åkeren. *B. foveata* er vanlig alle steder hvor det dyrkes potet i Norge (Hermansen, 2013b).

#### *Fusarium* spp.

Flere arter i soppeslekten *Fusarium* spp. kan forårsake fusariumråte i potet, og fusariumråte er en viktig lagersykdom i norsk potetproduksjon. *Fusarium* spp. smitter hovedsakelig med settepotet, men kan også overleve som saprofytt i jorda (Tronsmo et al., 2020). Smitte fra jorden smitter først og fremst gjennom naturlige åpninger og sår i stoloner og knoller. Dersom settepoteten har mye *Fusarium*-smitte, kan det gi dårlig spiring (Nilsson et al., 2012). *Fusarium* spp. er vanlig alle steder det dyrkes potet i Norge (Hermansen, 2013c).

#### *Globisporangium* spp. (tidligere *Pythium* spp.)

Oomycetslekta *Pythium* spp. ble nylig delt inn i flere slekter, hvorav mange av de planteparasittære slektene nå klassifiseres som *Globisporangium* (Uzuhashi et al., 2010). *Globosporangium* spp. angriper underjordiske deler av planter, og kan gi pythiumråte i knollene (Agrios, 2005). I potet regnes pythiumråte først og fremst som en lagersykdom (Nilsson et al., 2012). *Pythium* spp. smitter særlig dersom knollene skades ved opptak. *Pythium*-arter har et stort vertsspekter og kan gi dårlig spiring i mange av vertsplantene. I potet skjer angrepet som gir pythiumråte gjerne i fuktige

perioder. Når *Globisporangium* spp. kommer i kontakt med en vertsplante skiller den ut pektinolytiske enzymer som løser opp pektinet som holder cellene sammen, proteolytiske enzymer som bryter ned proteiner i plantecellene, og noen ganger cellulolytiske enzymer som gjør at celleveggene kollapser. Det angrepne vevet kollapser og blir til en råttne masse med oomycet og de stoffene som *Globisporangium* spp. ikke klarer å bryte ned, som lignin (Agrios, 2005). *Pythium/Globisporangium* spp. er vanlig alle steder det dyrkes potet i Norge (Hermansen et al., 2013).

#### *Polyscytalum pustulans*

Blæreskurv forårsakes av soppen *Polyscytalum pustulans*. Den smitter med settepotet og smitte i jorda (Hide & Ibrahim, 1994). Når infisert settepotet settes, dannes det brune lesjoner på stengler, stoloner og røtter. Knollene er ofte symptomfrie ved høsting, men utover i lagringssesongen utvikler det seg mørke blærer på knolloverflaten (Irshad & Naz, 2014). Blæreskurv er først og fremst et kvalitetsproblem ved salg, men infisert settepotet kan også gi ujevn spiring, sprang i raden og færre stengler (Wastie et al., 1997). Blæreskurv er vanlig der det dyrkes potet i Norge (Hermansen, 2013a).

#### *Rhizoctonia solani*

Svartskurv forårsakes av soppen *Rhizoctonia solani* som har mange vertsplanter (Agrios, 2005). Den smitter gjennom sklerotier (hvileknoller) på settepoteten, men kan også overleve på planterester eller som sklerotier i jorda. Et vekstskifte med korte omløp er utsatt for oppformering av sopp. *R. solani* angriper groene, og i hardt angrepne groer kan vekstpunktet dø. Settepoteten lager da nye groer helt til den lykkes med å spire (El Bakali & Martín, 2006). Forsinket spiring og sprang i raden er typiske symptomer på svartskurv (Nilsson et al., 2012). Underjordiske stengler og røtter som skades reduserer vannopptak, slik at småbladene krøller seg sammen om midtnerven. Soppen danner sklerotier på potetknollene, og kan gi overflatenekroser og misdanna knoller (Agrios, 2005). Svartskurv fremmes når potetene legges i kald jord (Klemmensen, 2007). Når det er kaldt i jorda bruker poteten lengre tid på å spire opp, og potetplanten er sårbar for angrep i en lengre periode. *R. solani* har bedre tid til å etablere et angrep når potetplantene er sårbare i en lengre periode. Svartskurv er en vanlig utfordring i norsk potetproduksjon (Nærstad et al., 2012), og finnes også hos Fonn-Holand gård.

### *Spongospora subterranea*

Vorteskurv skyldes *Spongospora subterranea*, en sopplignende organisme i ordenen Plasmodiophorales. *S. subterranea* angriper knollen, og forårsaker runde, grunne, vortelignende sår som inneholder hvilesporer. Ved sterke angrep kan knollene få store, sammenhengende sår på overflata, eller misformes. *S. subterranea* kan også angripe røttene, hvor den lager rotgaller, og reduserer potetplantens nærings- og vannopptak (Harrison et al., 1997). Vorteskurv kan forveksles med flatskurv og potetkreft i tidlige stadier. *S. subterranea* er vektor for mopptoppvirus (Harrison et al., 1997). Mopptoppvirus kan påvirke veksten til potetplanten, og kan gi rustflekksjuka i knollen. Ved tidlige angrep av *S. subterranea* kan avlinga reduseres betydelig (Harrison et al., 1997). *S. subterranea* kan lage inngangssår for andre sykdomsorganismer, og dermed inngå i sykdomskompleks med blant annet tørråte, rødråte og fusariumråte (Harrison et al., 1997).

*S. subterranea* danner hvilesporer som kan overleve i jorda i minst 10 år. Hvilesporene stimuleres til å spire når potetutløperne vokser. Når hvilesporene spirer, dannes det svermesporer som svømmer i jordvannet og smitter potetplanta gjennom epidermisceller eller rothår. Fra disse dannes det nye svermesporer som kan smitte planter i løpet av sesongen. Svermesporene er avhengige av jevn tilgang på vann for å kunne bevege seg til en ny potetplante. En viktig smittekilde er infisert settepotet (Agrios, 2005). Potetplantene er mest mottakelig for angrep tidlig i utviklinga. Ved tidlig setting går den første utviklinga saktere, som gjør planten sårbar for angrep i en lengre periode (Harrison et al., 1997). *S. subterranea* finnes i alle deler av landet hvor det dyrkes potet og er vanlig i kjølige, fuktige områder (Nærstad et al., 2012). Vorteskurv er en kjent utfordring på Engeløya, men er sannsynligvis ikke alene forklaringen på den forsinkede spiringa.

### *Synchytrium endobioticum*

Potetkreft forårsakes av soppen *Synchytrium endobioticum* som er en karanteneskadegjører. Soppen danner hvilesporer som kan overleve i jorda i minst 20-30 år. Fra hvilesporene spirer svermesporer som svømmer i jordvannet til unge knoller og andre underjordiske deler (ikke røttene). Når sporene går inn i knollen, stimuleres cellene til å øke celledelinga og celleveksten. Soppen er avhengig av god tilgang på vann, og gir mest angrep i kjølige, fuktige sesonger (Agrios, 2005). I tidlige stadier kan potetkreft forveksles med vorteskurv. Potetkreft har tidligere vært påvist i Nordland, men har ikke vært funnet i Norge siden 1994, og anses som utryddet her til lands (Eikemo, 2021).

### 1.2.3 Bakteriesykdommer

Den vanligste bakteriesykdommen på potet i Norge er flatskurv, forårsaket av ulike arter i bakterieslekten *Streptomyces* spp. I tillegg er bløtråtebakterier en utfordring i norsk potetproduksjon. Analyser for karanteneskadegjørerne mørk ringråte (*Ralstonia solanacearum*) og lys ringråte (*Clavibacter michiganensis* subsp. *sepedonicus*) ble gjort hos Fonn-Holand gård i forbindelse med Mattilsynets OK-potet-prosjekt i 2019, og ble ikke påvist hos Fonn-Holand gård eller andre steder i Norge (Perminov et al., 2020).

#### Bløtråtebakterier (*Pectobacterium* spp.)

Arter i slekten *Pectobacterium* spp. kan angripe potet og forårsake stengelråte, bløtråte og dårlig spiring (Rossmann et al., 2020). Bløtråtebakterier kan smitte både via infiserte settepoteter, kontaktsmitte med syke knoller og dårlig renhold av utstyr, og bakterien kan smitte friske knoller gjennom lenticeller og sår dersom forholdene ligger til rette (Rossmann et al., 2020). Dyrkes det potet år etter år, får bakteriene gode forhold for å oppformere seg. Det anbefales derfor et vekstskifte med minst tre potetfrie år. Bakteriene trives under våte forhold, og temperatur er viktig for sykdomsutvikling. Når jorda er vannmettet rundt røttene blir det lite oksygen/anaerobe forhold, og da får bakterien gode infeksjonsforhold. Dersom poteten skades under setting eller andre patogene organismer lager inngangssår, er poteten ekstra utsatt for smitte (Rossmann et al., 2020). Tidlig i sesongen kan bløtråtebakterier forårsake dårlig spiring ved at settepoteten råtner. Dette har blitt rapportert fra flere dyrkere i Norge de siste åra (Rossmann et al., 2020). Rossmann et al. (2020) fant bløtråtebakterier i alle settepotetpartiene de undersøkte. Angrep senere i sesongen kan gi stengelråte i åkeren eller bløtråte på lager (Rossmann et al., 2020). Bløtråtebakterier kan være latente i lang tid, og det kan derfor være vanskelig å oppdage smitte i et parti. Bløtråtebakterier utgjør en betydelig utfordring for potetdyrking i Norge (Rossmann et al., 2020).

#### *Streptomyces* spp.

Bakterier i slekta *Streptomyces* spp. forårsaker flatskurv i pote. Bakteriene gir millimeter store skurvlesjoner i skallet på potetknollene, og kan utvikle seg til dype, åpne sår. Flatskurv er primært et kvalitetsproblem, men kan også redusere lagringstiden til poteten (Persson et al., 2020). Symptomene og alvorlighetsgraden av skadene varierer mellom potetsorter. Mandelpotet er middels svak mot flatskurv (Graminor). *Streptomyces* spp. lever fritt i jord, og infiserer i

knolldanninga. Dersom det ikke er vertsplanter til stede, kan bakteriene overleve som saprofytter (Persson et al., 2020). I noen tilfeller kan skader fra *P. penetrans* forveksles med flatskurv (Holgado et al., 2009; Nærstad et al., 2012). *Streptomyces*-bakterier er vanlige i kulturjord over hele landet (Dees, 2013), og flatskurv er en kjent utfordring hos Fonn-Holand gård.

#### 1.2.4 Virus

Potetplanten er mottakelig for en rekke virus som kan redusere plantens vitalitet. Noen spres med kontaktsmitte, andre spres med insekter eller jordboende skadegjørere (Agrios, 2005). Av den siste gruppen er mopptoppvirus og rattelvirus viktige.



**Figur 4** Mandelpotet fra Fonn-Holand gård med typiske symptomer på mopptoppvirus fra 2020-sesongen, oppdaget under en kvalitetsskjæring. Foto: Ulrike Naumann, Tromspotet.

Mopptoppvirus spres med svermesporene til *S. subterranea*. Viruset tas opp av svermesporene i en smittet potet, og sprer seg videre til nye røtter og knoller når svermesporene sprer seg. Viruset kan overleve og bevare smitteevnen i hvilesporene til *S. subterranea* i flere år, og kan overleve i jorda selv ved lengre opphold i potetdyrkinga. Mopptoppvirus har en begrenset vertsplantekrets. Primærsymptomer er ringer, ofte dobbeltringer, i knollen, som kan nå helt ut i potetens overflate, ofte kalt rustflekksjuke. Sekundærsymptomer er stagnert strekningsvekst slik at bladene blir sittende i enden av skuddet, og planten får en «mopptopp». Det er ikke alle planter som stammer fra infiserte knoller som får sekundærsymptomer, da disse utvikles primært under kjølige vekstforhold (Agrios, 2005). Mopptoppvirus finnes over hele landet (Munthe & Blystad, 2013). Fonn-

Holand gård har noe mopptoppvirus i potetene sine. I 2019 ble det funnet mopptoppvirus i Van Gogh, men ikke i mandel (Vedlegg 2). Også i 2020 ble det funnet potet med symptomer på mopptoppvirus (Figur 4).

Rattelvirus spres med nematoder i slektene *Trichodorus* spp. og *Paratrachodorus* spp., og har mange vertsplanter (Blystad et al., 2020). Den primære infeksjonen skjer når nematodene suger på

røtter eller knoller som er under utvikling. Primærsymptomer er mørkfargede, uregelmessige ringer eller buer i knollen, også kalt rustflekksjuke, særlig hos mottagelige sorter. Sekundærsymptomene utvikles hovedsakelig under kjølige vekstforhold, og de mest typiske symptomene er dvergvekst med sterk forkorting av både stengler og bladstengler. Infiserte knoller kan ha innvendige nekroser i form av streker eller uregelmessige flekker, men ikke alle knoller fra infiserte stengler blir smittet (Agrios, 2005). I analyserapporten fra 2019 ble det ikke funnet rattelvirus i noen av prøvene til Fonn-Holand gård. Knollsymptomer på mopptoppvirus og rattelvirus kan lett forveksles med hverandre.

### 1.2.5 Samspill mellom skadegjørere

Ofte er det mer enn én skadegjører til stede i en åker, og ulike skadegjørere kan påvirke hverandre. Dersom to eller flere arter av skadegjørere angriper samme plante og påvirker sykdomsutviklinga hos hverandre kalles det et sykdomskompleks (Le May et al., 2009). Sykdomsorganismer kan påvirke hverandre antagonistisk, altså at de reduserer effekten av hverandre, eller synergistisk, altså at de forsterker effekten av hverandre (Le May et al., 2009).

I 2003 registrerte danske rådgivere mange åkere med skarpt adskilte områder med dårlig vekst grunnet svartskurv (Klemmensen, 2007). Tidligere erfaring hadde vist at avgrensede angrep av *R. solani*, som gir sykdommen svartskurv, ved setting i kald jord kunne gi dårlig spiring, og at kort vekstskifte gav hyppigere og mer alvorlige angrep. Ved setting i kald jord utvikler potetplanten seg saktere og er sårbar for angrep fra *R. solani* i en lengre periode (Agrios, 2005). Flekker med dårlig spiring ble også observert i mer sandholdige deler av åkere, og disse ble behandlet som svartskurvangrep uten at de kunne forklares med kort vekstskifte eller setting i kald jord (Klemmensen, 2007). I forsøk over flere år fant de ut at skadene skyldtes en kombinasjon av frittlevende nematoder, *R. solani* og jordarbeidingsmetoder, og at *R. solani* var en sekundær skadegjører til de frittlevende nematodene (Klemmensen, 2007; Pedersen & Klemmensen, 2008; Pedersen & Nielsen, 2016). Av nematoder ble der funnet flest fra slektene *Pratylenchus* spp. og *Trichodorus* spp. *Trichodorus* spp. er vektor for rattelvirus, som ble observert i feltene i forkant av prosjektet. Konklusjonene fra forsøket var at svartskurv alene ikke gav områder med stor veksthemming, men kunne gi noe ujevn spiring og noe avlingstap. Frittlevende nematoder alene gav avgrensa områder med dårligere spiring og store avlingstap. Svartskurvangrep sekundært til

nematodeangrep gav skarpt avgrensa områder med kraftig veksthemming og ofte manglende spiring. I sistnevnte tilfelle var avlingstapene svært store (Klemmensen, 2007). I Sverige er det gjort flere studier som ser på alvorlighetsgraden ved angrep fra svartskurv og planteparasittære nematoder sammen (Björnsell et al., 2017; Edin et al., 2019; Viketoft et al., 2020). For *Trichodorus* spp. og PCN ble det observert en synergistisk effekt med svartskurv (Björnsell et al., 2017), mens det for *Pratylenchus* spp. ble observert en additiv effekt (Edin et al., 2019; Viketoft et al., 2020).

### 1.3 Jordforhold

Jorda til Fonn-Holand gård preges av sandjord med lavt moldinnhold. Denne jordtypen domineres av partikler i størrelsesordenen 0,06 til 2,0 mm (>85% av partiklene), mens silt- og leirpartiklene utgjør resten (Weil & Brady, 2017). Fordi sandjorda har lav spesifikk overflate og relativt store porer, er det ved feltkapasitet relativt lite plantetilgjengelig vann, og jord og planter er derfor utsatt for tørke. Poteten trives når det er god luftutveksling og jevn tilgang på vann i perioden fra knollansetting og fram til høsting (Bjor & Roer, 2003). På tørkeutsatt jord, og særlig tidlig i sesongen når rotsystemet ikke har utviklet seg så dypt enda, er det viktig å komme i gang med vanninga tidsnok slik at planten får jevnest mulig vanntilgang. I tillegg til at jorda hos Fonn-Holand gård har dårlig evne til å holde på vann, gjør den lave spesifikke overflaten at jorda har dårligere evne til å binde næringsstoffer (Bjor & Roer, 2003). Ved mye nedbør er faren stor for at næringsstoffer vaskes ut.

Mangel på næringsstoffer kan påvirke veksten. Kalsium er viktig for normal celledeling, og mangel kan føre til at vekstpunktet dør og at skudd- og rotspisser visner (Aasen, 1997). I alvorlige tilfeller kan kalsiummangel føre til dårligere spiring (Nilsson et al., 2012). Potet er en vekst som liker mye kalium. Kaliummangel kan blant annet redusere saftspenninga, noe som gjør at planten tåler tørke dårligere (Aasen, 1997). Bormangel kan, i alvorlige tilfeller, også føre til at vekstpunktet dør (Aasen, 1997). Ved pH lavere enn 6,0 finnes bor som udisosiert borsyre som ikke er bundet i jorda og da er den utsatt for utvasking. Både kalsium- og bormangel vises først i de yngste bladene. For et mest mulig effektivt næringsopptak bør pH mellom 5,5 og 6,5 (Bjor & Roer, 2003).

## 2 Materialer og metoder

### 2.1 Uttak av jordprøver

I samråd med dyrkerne og rådgiver fra Tromspotet, ble tre skifter valgt ut for studien (Figur 5). Dette er viktige skifter for produksjonen, og hadde alle ujevn spiring og vekst i sesongene 2018 og 2019. Alle tre skiftene hadde planlagt potetår i 2021. De utvalgte skiftene var Lysmyra (skifte 1), Beita (skifte 7) og Trollmyra (skifte 8).



**Figur 5** Kart over Fonn-Holand Gård og skiftene som undersøkes i denne studien. Kilde: kilden.nibio.no.

Det ble det tatt ut to prøver fra hvert skifte 22. juni 2020, der det var henholdsvis god og forsinket vekst, basert på dronebilder (Figur 6). Hver prøve besto av flere stikk med jordprøvespyd, til sammen ca. 3 L jord. Dronebilder ble tatt av alle åkrene. Jordprøvene ble tatt i sikksakkmønster ved hjelp av et jordprøvespyd med en prøvespiss på 22 cm (Figur 7). Prøvene på ca. 3 L ble oppbevart i plastposer. Prøvene ble sendt i posten til NIBIO (Norsk institutt for bioøkonomi) Divisjon for bioteknologi og plantehelse på Ås dagen etter, og lagret mørkt ved 4°C fram til de ble analysert. Nematodetellingen ble gjennomført i september og oktober 2020, mens DNA-analysene ble gjennomført høsten 2021. Etter høsting i 2020, i oktober, tok dyrkerne tilsvarende jordprøver



fra Beita og fra Lysmyra. Dato for prøvetaking var 9. oktober. Utvasking av nematoder ble gjennomført i oktober 2020, mens tellingen ble gjennomført i september 2021 (Vedlegg 8). DNA-analysene ble gjennomført høsten 2021.



**Figur 6** Dronebilder tatt ved prøvetaking i juni 2020, med oversikt over skiftene som ble studert i denne studien. Venstre: Lysmyra (raigras), midten: Beita: (bygg), høyre: Trollmyra: (potet). Foto: Ulrike Naumann, Tromspotet.



**Figur 7** Jordprøvetaking på Lysmyra i 2021. Det ble brukt et jordprøvespyd med 22 cm spiss. Foto: Ulrike Naumann, Tromspotet.

I juni 2021 ble det tatt ut prøver på samme måte som i 2020 fra de samme skiftene (Tabell 2). Dato for prøvetaking var 27. juni. Det ble tatt ut fra det gode og det dårlige vekstområdet, samt i overgangen mellom de gode og de dårlige vekstområdene. For hver prøve ble det tatt ut fire enkeltstikk i egne plastposer (ca. 100 g) og en større prøve på ca. 2 L i en plastpose. I tillegg ble det fra hvert område tatt ut jord til kjemisk analyse i esker fra Eurofins. Det ble tatt dronebilder av alle skiftene (Figur 8). Prøver til kjemisk analyse hos Eurofins ble tørket i eskene, og levert til Eurofins for analyse. De resterende

prøvene ble sendt til NIBIO dagen etter uttak og ble lagret mørkt ved 4°C fram til de ble analysert. Nematoder ble ekstrahert og telt i september 2021. DNA-analysene ble gjennomført høsten 2021.



**Figur 8** Dronebilder med oversikt over feltene som ble studert i denne studien i 2021. Det ble dyrket potet på alle skiftene. Lysmyra (venstre), Beita (midten) og Trollmyra (høyre) ved prøvetaking i juni 2021. Foto: Ulrike Naumann, Tromspotet.

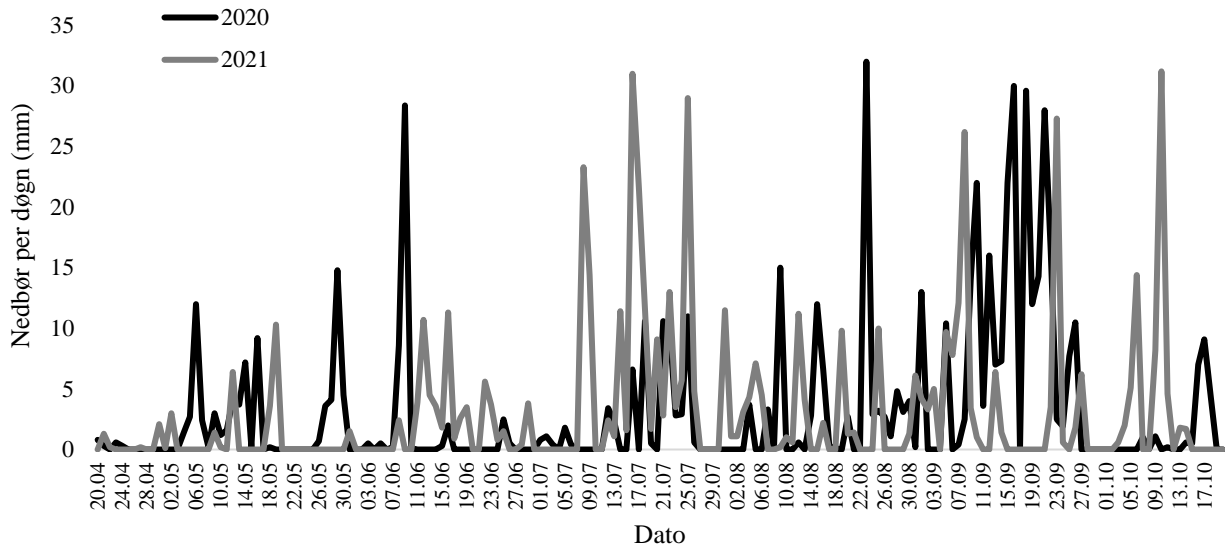
**Tabell 2** Oversikt over jordprøver fra Fonn-Holand gård tatt ut for DNA-metastrekkoding og nematodeanalyse.

<b>Prøvenummer</b>		<b>Skifte</b>	<b>Vekst</b>	<b>Dato</b>
<b>DNA-analyse</b>	<b>Nematode-analyse</b>			
1	1	Lysmyra	God	Juni 2020
2	2	Lysmyra	Forsinket	Juni 2020
3	3	Beita	God	Juni 2020
4	4	Beita	Forsinket	Juni 2020
5	5	Lysmyra	Forsinket	Oktober 2020
6	6	Lysmyra	God	Oktober 2020
7	7	Beita	Forsinket	Oktober 2020
8	8	Beita	God	Oktober 2020
9	9	Trollmyra	God	Juni 2020
10	10	Trollmyra	Forsinket	Juni 2020
11-14	11	Trollmyra	Forsinket	Juni 2021
15-18	12	Trollmyra	Overgang	Juni 2021
19-22	13	Trollmyra	God	Juni 2021
23-26	14	Lysmyra	Forsinket	Juni 2021
27-30	15	Lysmyra	Overgang	Juni 2021
31-34	16	Lysmyra	God	Juni 2021
35-38	17	Beita	Forsinket	Juni 2021
39-42	18	Beita	Overgang	Juni 2021
43-46	19	Beita	God	Juni 2021

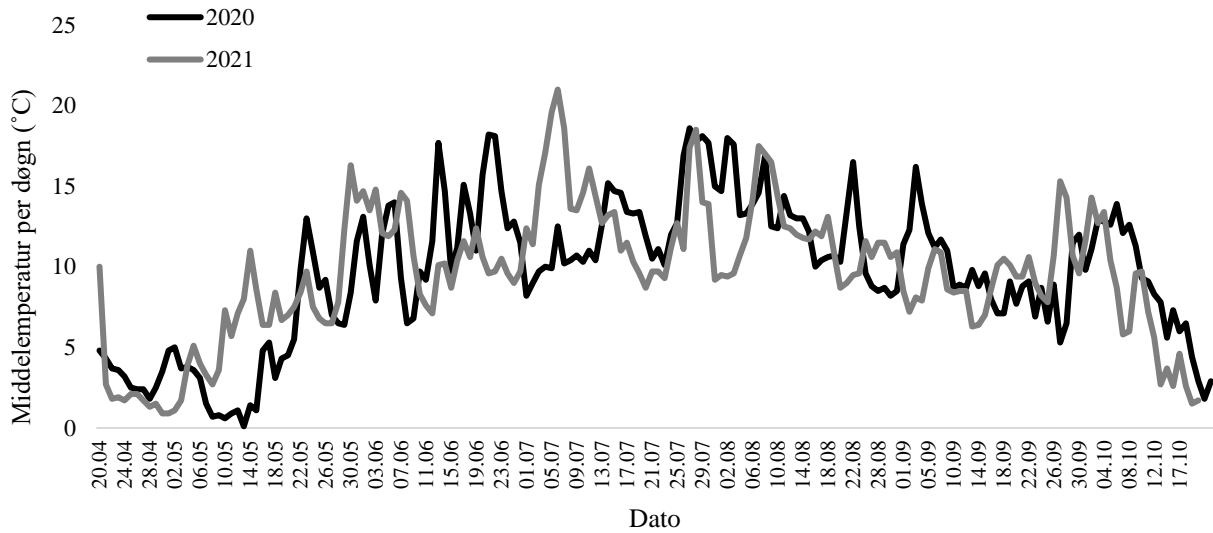
Data om nedbør per døgn i perioden 20. april – 20. oktober 2020 og 20. april – 20. oktober 2021 ble hentet fra værstasjon SN83300 (Steigen) (Figur 10), ca. 6 km i luftlinje fra Fonn-Holand gård (Figur 9). Data om middeltemperatur i perioden 20. april – 20. oktober 2020 og 20. april – 20. oktober 2021 ble hentet fra værstasjon SN83280 (Fv835 Engeløybrua) (Figur 11), ca. 10 km i luftlinje fra Fonn-Holand gård. Dette var de nærmeste værstasjonene til Fonn-Holand gård. Værstasjonene ligger på motsatt side av Engeløya, og det er fjell mellom gården og værstasjonene, noe som kan gi variasjoner i været mellom Fonn-Holand gård og værstasjonene. Jordprøver tatt i juni 2020 ble tatt i en varm periode med lite nedbør. Like før høsting samme år kom det mye nedbør (Figur 12). Jordprøver fra oktober 2020 ble tatt like etter høsting. Prøvene tatt i juni 2021 ble tatt i en kjøligere og fuktigere periode. Værdatabasene er hentet fra Norsk klimaservicesenter (<https://klimaservicesenter.no/>).



**Figur 9** Kart over Engeløya med Fonn-Holand gård og værstasjonene SN83300 (Steigen), ca. 10 km fra Fonn-Holand gård i luftlinje, og SN83280 (Fv83280 Engeløybrua), ca. 6 km fra Fonn-Holand gård i luftlinje. Kilde: Norsk Klimaservicesenter.



**Figur 10** Nedbør per døgn i mm fra 20. april til 20. oktober i 2020 og 2021. Værstasjon: SN83300 (Steigen).



**Figur 11** Middeltemperatur per døgn fra 20. april til 20. oktober i 2020 og 2021. Værstasjon: SN83280 (Fv835 Engeløybrua).

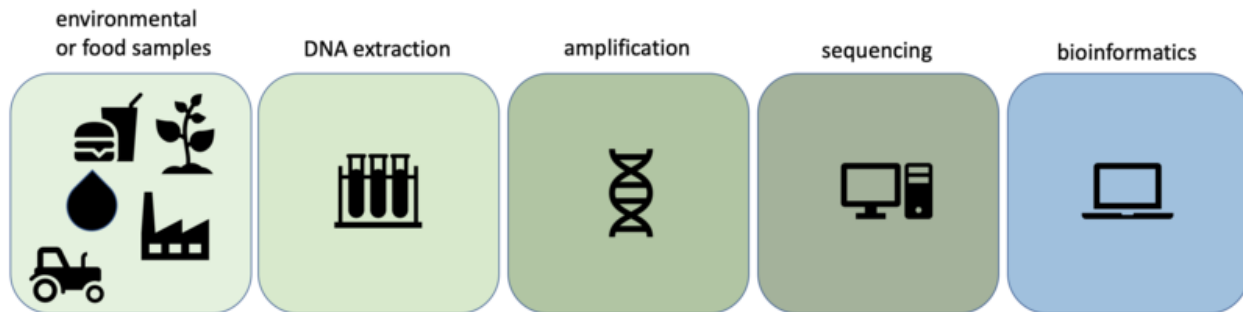


**Figur 12** Det kom mye nedbør mot slutten av vekstsesongen i 2020. Bildene er tatt i slutten av september. Foto: Fonn-Holand gård.

## 2.2 DNA-metastrekkoding

DNA-metastrekkoding er en metode for å analysere biodiversitet i for eksempel jordprøver, basert på DNA-sekvensering av miljø-DNA. Metoden er en effektiv måte å undersøke sammensetningen av organismer som tilhører ulike taksonomiske grupper i en prøve (Cristescu, 2014). Som ved tradisjonell DNA-strekkoding, identifiseres arter eller slekter med en kort DNA-sekvens fra et bestemt område av deres genom. Denne sekvensen kalles strekkode. Metastrekkoding skiller seg fra strekkoding ved at man kan studere flere taksa samtidig, og metoden gir informasjon om hvilke taksonomiske grupper som er til stede i en prøve, og den relative andelen av disse i prøven.

Kort oppsummert består DNA-metastrekkoding av fem steg (Figur 13). Det første steget er prøvetaking av det en ønsker å studere, i dette tilfellet jordprøver. Neste steg er å isolere DNA fra prøvene. Steg tre er å amplifisere det isolerte DNAet med primere målrettet mot de organismene som skal studeres. Deretter sekvenseres DNAet. Etter sekvensering er sekvensene klare for dataanalyse.



**Figur 13** Oppsett av DNA-metastrekkoding. DNA-metastrekkoding består av fem steg. 1) Prøvetaking, 2) DNA-isolering fra prøvene, 3) amplifisering av DNA med PCR, 4) sekvensering av PCR-produktene, 5) dataanalyse. Kilde: Larissa Fruhene<sup>1</sup>.

### 2.2.1 DNA-isolering

Hver jordprøve ble ristet og blandet godt for hånd, og 100g ble tatt ut fra hver prøve. Jordprøvene ble deretter knust og homogenisert i en Retsch PM400 mølle. DNA ble ekstrahert med DNeasy PowerSoil Pro Kit (Qiagen) i henhold til manualen. I dette kitet brukes en silisiummembran som binder DNA ved høye saltkonsentrasjoner. Når DNAet er bundet til membranen, vaskes forurensninger ut med ulike vaskeløsninger, før DNAet løses fra membranen ved å øke saltkonsentrasjonen. Det ble brukt om lag 600 µL jord fra hver prøve, istedenfor 250 µL som det står i manualen. Prøve 2, 3, 9, 10 og 19-22 var for tjukke til å pipettere, og ble tilsatt 400µL vann. Etter at prøvene ble tilsatt til PowerBead Pro-rørene sammen med løsning CD1, ble prøvene inkubert ved 65°C og sirkulert i 10 minutter. Dette steget gjør at cellene lyses bedre i neste steg, og kan øke utbyttet av DNA. Løsning CD1 inneholder en buffer som bidrar til å spre jordpartiklene, begynner å løse opp humussyrer og beskytter nukleinsyrene. PowerBead Pro tubene inneholder PowerBeads, små kuler av metall eller keramikk, som setter i gang lysing av cellene i prøven ved å knuse cellene mekanisk. Prøvene 1-10 ble deretter ristet med Vortex Adapter ved maksimal hastighet (3200 rpm) i 10 minutter, mens prøvene 11-46 ble ristet med PowerLyzer ved 2000 rpm i 30 + 30 sekunder. Prøven homogeniseres og lysingen av cellene settes i gang ved at prøven ristes kraftig. Da skades cellene mekanisk. Rørene inneholder en buffer (CD1) som skal løse opp humussyre og samtidig beskytte nukleinsyrene fra å brytes ned. Prøvene ble vasket med løsning CD2, som inneholder Inhibitor Removal Technology, som feller ut cellerester, humus og proteiner. Prøvene ble sentrifugert, og supernatanten ble overført til en silisiummembran som binder DNA.

<sup>1</sup> [https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Bildschirmfoto\\_2019-03-28\\_um\\_17.23.07.png](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:Bildschirmfoto_2019-03-28_um_17.23.07.png)

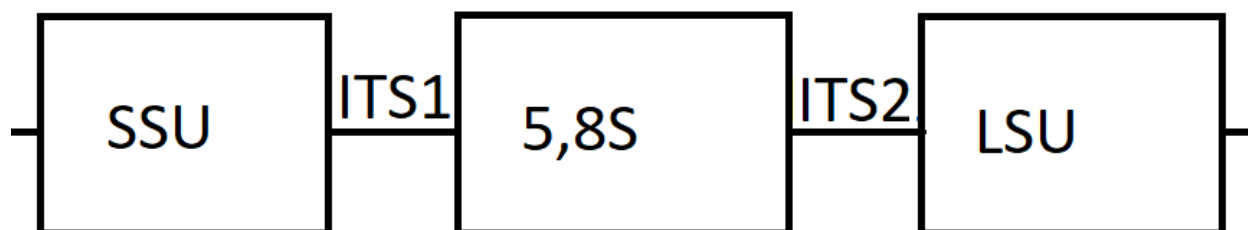
Deretter ble en løsning med høy saltkonsentrasjon, CD3, tilsatt. DNA bindes hardt til silisiummembranen ved høye saltkonsentrasjoner, mens uorganisk material og organisk materiale som ikke er DNA kan passere gjennom filteret. Filteret ble deretter vasket med vaskeløsningene EA og C5. EA vasker vekk proteiner og ikke-vandige forurensninger, mens C5 vasker vekk salter, humussyre og andre forurensninger fra silisiummembranen. Til slutt ble DNA løst fra membranen ved å vaske med løsning C6. C6 inneholder ikke salt, og denne løsningen løser selektivt DNA fra membranen (Qiagen håndbok). Fire negative kontroller med vann istedenfor prøve ble isolert sammen med prøvene (Tabell 5). Disse brukes for å kontrollere at det ikke er forurensninger i prøvene. Dersom det måles DNA i de negative kontrollene, kan det tyde på at prøvene har blitt forurenset under DNA-isolasjonen, og isoleringen bør gjennomføres på nytt.

Konsentrasjonen av DNA i hver prøve ble målt med Qubit fluorometer 2.0 (Invitrogen), og Qubit dsDNA HS kit (Tabell 5). Prinsippet er å bruke fargestoff som binder seg til DNA for å måle DNA-konsentrasjonen. Når dette stoffet binder seg til DNA sender det ut fluoriserende signaler som kan måles av et fluorometer. Fluorometeret sammenligner målingene med standarder med kjent DNA-konsentrasjon. Analysemetoden er svært selektivt for dobbeltråda DNA (dsDNA) fremfor RNA, og er ikke så sensitivt for forurensninger. Da det er DNA som skal kopieres og sekvenseres i de neste stegene, er det viktig at målingen av DNA-konsentrasjon ikke påvirkes av RNA i prøven. For at prøvene skal være sammenlignbare må det være like mye DNA fra hver prøve. Målingen utføres i romtemperatur, og Qubit gir DNA-konsentrasjon i ng/mL. Prøvene ble deretter fortynnet slik at alle prøvene fikk lik konsentrasjon, 5 ng/mL, av DNA. Prøvene 7, 8 og 10 hadde lavere konsentrasjon enn 5 ng/mL, så disse ble ikke fortynnet.

### 2.2.2 Polymerase-kjedereaksjon (PCR)

Polymerase-kjedereaksjon (PCR) danner grunnlaget for å identifisere plantepatogene sopp og oomyceter basert på nukleinsyrer (Munk et al., 2020). Etter at DNA er isolert fra prøven, tilsettes det til en mastermiks bestående av buffer, enzymer, primere og nukleinsyrer (Schumann & D'Arcy, 2010). Primerne er spesifikke for én bestemt region i genomet til en art eller en gruppe beslektet arter. Reaksjonsblandingen med prøvene settes deretter i en PCR-maskin som regulerer temperatur. Prøven varmes først opp til rundt 90°C slik at DNAet denaturerer. Så senkes temperaturen til rundt 55°C, og primerne hybridiserer med DNAet. Til slutt økes temperaturen til

rundt 70°C. Da kan DNA-polymerasen elongere DNA-trådene (Schumann & D'Arcy, 2010). Prosedyren repeteres i 30-40 sykluser, og for hver syklus doubles DNAet. Primere for identifisering og deteksjon av sopp er ofte rettet mot områder på genomet som kalles internt transkriberte spacere (ITS) (Figur 14). Disse områdene ligger mellom ribosomale gener på genomet (Munk et al., 2020). De ribosomale genene er svært konserverte. Siden ITS nedarves sammen med de ribosomale genene er de også ganske konserverte, men her er det variasjoner mellom arter som gjør at man kan skille ulike arter fra hverandre (Schumann & D'Arcy, 2010).



**Figur 14** Plassering av internt transkriberte spacere (ITS) mellom de ribosomale genene. ITS1 ligger mellom liten underenhet (SSU) og 5,8S, mens ITS2 ligger mellom 5,8S og stor underenhet (LSU).

Spesifikke primere med for sopp (ITS1 (Smith et al., 2018) og ITS2 (Agler et al., 2016)), oomyceter (ITS1) (Agler et al., 2016), bakterier (16S) (Caporaso et al., 2018) og nematoder (SSU1) (Holterman et al. (2006), personlig kommunikasjon, Sven van den Elsen) ble brukt for å amplifisere DNA fra interessante organismegrupper i prøvene. Det ble i tillegg brukt en spesifikk primer for nematodefamilien Trichodoridae (SSU1), da denne familien fanges dårlig opp av den generelle nematodeprimeren (personlig kommunikasjon, Sven van den Elsen) (Tabell 3). Indekserte primere ble brukt for å kunne skille prøvene fra hverandre. Oppsettet er, med unntak av primerne, likt for ITS1-primere, ITS2-primere, OITS-primere, Sven-primere og Trich-primere. For Trich-primere ble det brukt et annet PCR-program (Tabell 4). For bakterie ble det også tilsatt peptidnukleinsyreoligoer (PNA-blokkere) (PNA Bio). PNA-blokkerne er målrettet mot 16S rRNA-genet i DNAet til mitokondrier og kloroplast, og skal hindre at det forurenses prøven og gir dårligere kvalitet på amplifiseringen (Fitzpatrick et al., 2018). Mitokondrier og kloroplast har sekvenser som ligner bakterier i 16S-regionen til rRNA-genet. PNA-blokkerne er designet slik at de binder seg til mitokondrie-DNA-et og kloroplast-DNAet og hemmer amplifisering av disse. Siden mitokondrie-DNA og kloroplast-DNA fra planter dominerer prøven, kan resultatet av sekvenseringen gi få sekvenser av bakteriesamfunnet som skal undersøkes, og et dårlig bilde på sammensetningen av bakterier i prøven dersom ikke blokkere brukes (Fitzpatrick et al., 2018).



**Tabell 3** Oversikt over primere brukt til amplifisering av DNA fra prøver tatt hos Fonn-Holand gård med PCR og DNA-sekvensering med MiSeq.

Primer	Navn	Funksjon	Beskrivelse	Sekvens	Indeks	Kilde
16S	515F	Forover Indeks	5' Illumina adapter Golay Barcode Forward primer pad Forward primer linker Forward primer (515F)	AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT XXXXXXXXXXXXX TATGGTAATT GT GTGYCAGCMGCCGCGGTAA	515rcbc0 - 515rcbc191	Caporaso et al. (2018)
	806RB	Revers		CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGAT AGTCAGCCAG CC GGACTACNVGGGTWTCTAAT		
	16s_Read_1_sequencing_primer	Sekvenserings-primer		TATGGTAATT GT GTGYCAGCMGCCGCGGTAA		
	16s_Read_2_sequencing_primer	Sekvenserings-primer		AGTCAGCCAG CC GGACTACNVGGGTWTCTAAT		
	16s_Index_Sequence-Primer	Indeks		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT		
Sopp-ITS1	ITSkabir	Revers Indeks	Reverse complement of 3' Illumina adapter Golay barcode Reverse primer linker Reverse primer (ITS2)	CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGAT NNNNNNNNNN CG GCTGCGTTCTTCATCGATGC	kabir_ITS2rcbc0 - Kabir_ITS2rcbc191	Smith et al. (2018)/ White et al. (1990)
	ITS-F	Forover		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACAC GG CTTGGTCATTTAGAGGAAGTAA		
	Read_1_sequencing_primer	Sekvenserings-primer		TTGGTCATTTAGAGGAAGTAA AAGTCGTAACAAGGTTTCC		
	Read_2_sequencing_primer	Sekvenserings-primer		CGTTCTTCATCGATGC VAGARCCAAGAGATC		
	ITSf1-2_Index_Sequence_Primer	Indeks		TCTC GCATCGATGAAGAACGCAGC CG		
Sopp-ITS2	FITS2-R	Revers Indeks	P7 Index Linker ITS4	CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGAT XXXXXXXXXXXXX GCTACCGTGGTGC TCCTCCGCTTATTGATATGC	FITS2-288 - FITS2-383	Agler et al. (2016)
	FITS2-F	Forover		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGTCACGCGTACTGC GTGARTCATCGAATCTTTG		
	FITS2-R1	Sekvenserings-primer		GTCACGCGTACTGCGTGARTCATCGAATCTTTG		
	FITS2-R2	Sekvenserings-primer		GCTACCGTGGTGCTCCTCCGCTTATTGATATGC		
	FITS2-R3	Indeks		GCATATCAATAAGCGGAGGAGCACCACGGTAGC		

OITS	OITS1-R	Revers Indeks		CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGAT XXXXXXXXXXXXX GCCTGGAGTCATAG AGCCTAGACATCCACTGCTG		
	OITS1-F	Forover	P7 Index Linker 5.8s-O-Rev	AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACAGTTCCAGGCTCAT GCGGAAGGATCATTACCAC	OITS1-192	Aglers et al. (2016)
	OITS1-R1	Sekvenserings- primer		AGTTCAGGCTCATGCGGAAGGATCATTACCAC	OITS1-287	
	OITS1-R2	Sekvenserings- primer		GCCTGGAGTCATAGAGCCTAGACATCCACTGCTG		
	OITS1-R3	Indeks		CAGCAGTGGATGTCTAGGCTCTATGACTCCAGGC		
<hr/>						
Sven	Nematode_Sven-103	Forover Indeks		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT XXXXXXXXXXXX GCCTGGAGTCATAG GAGGGCAAGTCTGGTG		(Personlig kommunikasjon, Sven van den Elsen)
	Nematode_Sven_8	Revers	Adapter Barcode Forward primer linker Nematode-sven-103	CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGATCGAC ACGTGAGGTGTTTACGGTYAGAAGTAGG G	Nematode_Sven_1F -96F	(Holterman et al., 2006)
	Nematode_Read1_Seq	Sekvenserings- primer		GCCTGGAGTCATAGGAGGGCAAGTCTGG TG		
	Nematode_Read2_Seq	Sekvenserings- primer		CGACACGTGAGGTGTTTACGGTYAGAAGT AGGG		
	Nematode_Read3_Ind ex	Indeks		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT		
<hr/>						
Trich	Nematode_Sven-103	Forover Indeks		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT XXXXXXXXXXXX GCCTGGAGTCATAG GAGGGCAAGTCTGGTG		
	Trichodoridae_revers	Revers	Adapter Barcode Forward primer linker Nematode-sven-103	CAAGCAGAAGACGGCATAACGAGATCGAC ACGTGAGGTGTCGTTTACGGTCTGAACTA AAG	Nematode_Sven_1F -96F	(Personlig kommunikasjon, Sven van den Elsen)
	Nematode_Read1_Seq	Sekvenserings- primer		GCCTGGAGTCATAGGAGGGCAAGTCTGG TG		
	Trichodoridae_Read2_Seq	Sekvenserings- primer		CGACACGTGAGGTGTCGTTTACGGTCTG AACTAAAG		
	Nematode_Read3_Ind ex	Indeks		AATGATACGGCGACCACCGAGATCTACACGCT		
<hr/>						

**Tabell 4** Oversikt over PCR-oppsett og PCR-program for amplifisering av DNA fra jordprøver fra Fonn-Holand gård med primerne ITS1, ITS2, OITS, Sven, 16S og Trich.

<b>ITS1, ITS2, OITS, Sven</b>		PCR-program	
PCR-oppsett		PCR-program	
10 µL	2x Platinum mix	94°C	1 min
13 µL	Dnasefritt vann	94°C	30 sek
0,5 µL	F-primer	52°C	30 sek
0,5 µL	R-primer	68°C	30 sek
1 µL	Prøve	68°C	10 min
		4°C	Hold

<b>Trich</b>		PCR-program	
PCR-oppsett		PCR-program	
10 µL	2x Platinum mix	95°C	2 min
13 µL	Dnasefritt vann	95°C	30 sek
0,5 µL	F-primer	54°C	45 sek
0,5 µL	R-primer	72°C	3 min
1 µL	Prøve	72°C	5 min
		4°C	Hold

<b>16S</b>		PCR-program	
PCR-oppsett		PCR-program	
10 µL	2x PCR-mix	94°C	3 min
10,5 µL	Dnasefritt vann	94°C	30 sek
1,25 µL	mPNA blokker	75°C	10 sek
1,25 µL	pPNA blokker	50°C	30 sek
0,5 µL	F-primer	72°C	30 sek
0,5 µL	R-primer	72°C	10 min
1 µL	Prøve	4°C	Hold

I tillegg til fire negative isoleringskontroller med vann, ble det brukt fire positive kontroller og to negative kontroller for hvert oppsett. Positivkontrollene for 16S-primere, ITS1-primere, ITS2-primere, OITS-primere og Sven-primere finnes i Vedlegg 4. De positive kontrollene for amplifisert med Trich-primere inneholdt *Trichodorus* spp. De negative kontrollene ble tilsatt 1 µL vann istedenfor DNA fra en prøve. For Trich-primere ble det brukt to positive kontroller og to negative kontroller. De positive kontrollene skal teste at PCR-reaksjonen har virket. Dersom det mangler PCR-produkt eller kun er liten mengde av det i prøvene etter amplifisering, kan de positive kontrollene bidra til å analysere årsak til manglende amplifisering. Er de positive kontrollene negative, kan det tyde på at reaksjonen ikke har virket, og man bør sette opp en ny PCR. Har de positive kontrollene en akseptabel mengde DNA, kan det tyde på at DNA fra organismen eller organismegruppen man ser etter ikke er til stede, eller at noe har gått galt i DNA-isoleringa. De

negative kontrollene brukes for å sjekke at det ikke har kommet forurensning i prøvene. Det vil som regel være små mengder PCR-produkt i de negative kontrollene, men dersom mengdene er større kan det tyde på at det er forurensninger til stede. Ved å ha negative kontroller både ved isoleringen og ved PCR kan man avgjøre om en eventuell forurensning skjedde ved DNA-isolering eller ved oppsett av PCR. Etter fullført PCR, ble elektroforese med PCR-produktene gjennomført for å visualisere resultatet av PCR-reaksjonen og kontrollere at reaksjonen har virket som den skal (Vedlegg 3). Det ble kjørt tre PCR-paralleller for hvert primeroppsett. PCR-produkt fra parallellene ble blandet, og konsentrasjonen ble målt med Qubit fluorometer 2.0 (Invitrogen) (Tabell 5).

**Tabell 5** DNA-konsentrasjoner målt med Qubit etter isolering av DNA og etter amplifisering av DNA med PCR med primerne ITS1, ITS2, OITS, Sven og 16S.

Nr	Skifte	Vekst	År	Måned	DNA-konsentrasjon (ng/µL)					
					Prøve	ITS1- produkt	ITS2- produkt	OITS- produkt	Sven- produkt	16S- produkt
1	Lysmyra	God	2020	Juni	16,3	12,7	11,2	10,7	13,0	15,5
2	Lysmyra	Dårlig	2020	Juni	19,6	12,0	12,6	10,3	14,9	16,3
3	Beita	God	2020	Juni	22,6	10,5	11,1	8,9	3,8	17,6
4	Beita	Dårlig	2020	Juni	7,6	13,0	11,2	6,0	9,0	12,6
5	Lysmyra	Dårlig	2020	Oktober	8,6	13,0	14,5	5,5	13,0	22,4
6	Lysmyra	God	2020	Oktober	12,8	13,9	13,3	6,4	13,5	20,3
7	Beita	Dårlig	2020	Oktober	3,0	13,6	16,0	6,4	7,3	20,7
8	Beita	God	2020	Oktober	3,3	12,0	19,2	4,8	6,3	20,1
9	Trollmyra	God	2020	Juni	14,2	11,2	13,0	22,3	9,4	18,1
10	Trollmyra	Dårlig	2020	Juni	4,8	12,2	14,5	22,1	9,0	18,5
11	Trollmyra	Dårlig	2021	Juni	10,9	12,7	9,2	8,2	10,7	12,8
12	Trollmyra	Dårlig	2021	Juni	10,7	12,8	7,5	6,6	14,6	6,3
13	Trollmyra	Dårlig	2021	Juni	21,0	12,8	6,7	10,0	4,8	15,7
14	Trollmyra	Dårlig	2021	Juni	22,8	11,6	9,9	11,4	13,4	14,5
15	Trollmyra	Overgang	2021	Juni	12,6	9,1	5,8	6,6	14,0	16,4
16	Trollmyra	Overgang	2021	Juni	24,1	9,7	6,3	6,4	9,7	15,2
17	Trollmyra	Overgang	2021	Juni	18,0	9,4	8,6	8,7	11,0	14,7
18	Trollmyra	Overgang	2021	Juni	18,3	11,4	10,8	6,1	9,8	11,1
19	Trollmyra	God	2021	Juni	39,0	10,3	10,9	11,6	8,5	15,6
20	Trollmyra	God	2021	Juni	37,2	11,2	9,5	10,0	8,3	14,8
21	Trollmyra	God	2021	Juni	39,4	10,0	10,6	12,2	7,3	14,7
22	Trollmyra	God	2021	Juni	44,4	12,9	9,6	10,8	7,7	13,0
23	Lysmyra	Dårlig	2021	Juni	33,0	19,5	7,6	5,7	9,7	15,8
24	Lysmyra	Dårlig	2021	Juni	37,3	14,2	10,3	9,4	10,5	17,1
25	Lysmyra	Dårlig	2021	Juni	29,2	17,7	10,6	9,9	10,8	11,9
26	Lysmyra	Dårlig	2021	Juni	34,6	18,0	11,6	7,6	9,9	17,3

27	Lysmyra	Overgang	2021	Juni	36,3	13,2	12,0	10,3	7,9	14,5
28	Lysmyra	Overgang	2021	Juni	39,6	19,4	12,3	7,4	9,2	16,6
29	Lysmyra	Overgang	2021	Juni	29,4	14,0	10,6	7,5	12,0	15,0
30	Lysmyra	Overgang	2021	Juni	33,1	12,5	10,5	8,0	12,5	14,8
31	Lysmyra	God	2021	Juni	29,9	12,7	12,5	14,6	12,7	17,2
32	Lysmyra	God	2021	Juni	32,3	15,1	13,3	9,4	15,1	13,0
33	Lysmyra	God	2021	Juni	29,3	17,2	10,1	9,0	10,8	16,1
34	Lysmyra	God	2021	Juni	38,6	15,1	13,1	9,6	11,9	15,3
35	Beita	Dårlig	2021	Juni	15,9	16,6	13,0	11,5	5,3	15,9
36	Beita	Dårlig	2021	Juni	23,3	15,8	12,1	4,2	7,1	14,5
37	Beita	Dårlig	2021	Juni	27,8	14,7	12,3	5,5	9,9	14,5
38	Beita	Dårlig	2021	Juni	26,2	13,4	10,9	6,2	8,2	15,4
39	Beita	Overgang	2021	Juni	30,5	12,1	13,9	9,4	11,0	15,2
40	Beita	Overgang	2021	Juni	23,6	15,3	12,1	5,5	8,5	17,1
41	Beita	Overgang	2021	Juni	37,3	1,2	3,8	8,8	12,9	14,0
42	Beita	Overgang	2021	Juni	25,0	15,0	13,2	5,3	8,1	15,9
43	Beita	God	2021	Juni	39,0	1,0	3,6	6,4	9,5	6,2
44	Beita	God	2021	Juni	37,3	11,7	13,5	6,7	6,7	14,6
45	Beita	God	2021	Juni	40,3	16,4	9,4	7,3	10,8	14,1
46	Beita	God	2021	Juni	36,1	14,8	9,4	7,3	7,6	14,5
V1	Negativ kontroll	Isoleringskontroll med prøver 5-10			< 0,05	1,4	2,9	2,0	1,3	2,5
V2	Negativ kontroll	Isoleringskontroll med prøver 22-33			< 0,05	1,1	2,8	2,2	1,5	1,6
V3	Negativ kontroll	Isoleringskontroll med prøver 34-40			< 0,05	1,4	3,4	2,2	1,2	2,1
V4	Negativ kontroll	Isoleringskontroll med prøver 41-46			< 0,05	1,7	2,9	2,6	1,6	1,8
V5	Negativ kontroll	PCR-kontroll				1,1	2,6	2,2	1,8	1,9
V6	Negativ kontroll	PCR-kontroll				1,3	3,3	3,5	1,9	2,0
+	Positiv kontroll	PCR-kontroll				11,1	13,4	21,2	19,1	13,4
+	Positiv kontroll	PCR-kontroll				14,9	12,6	20,6	24,9	12,9
+	Positiv kontroll	PCR-kontroll				23,0	14,6	18,4	22,1	13,7
+	Positiv kontroll	PCR-kontroll				13,8	13,6	23,6	25,2	11,4

### 2.2.3 Sekvensering

PCR-produktene ble sekvensert med MisSeq (Illumina), som bruker neste generasjons sekvenseringsteknologi. Etter DNA-isolering og PCR, ble bibliotekene forberedt for sekvensering. For hvert primeroppsett ble 240 ng DNA fra PCR-produktene blandet i hvert sitt eppendorfrør. De blandede PCR-produktene ble rensert to ganger med QIAquick PCR Purification Kit (Qiagen), og DNA-konsentrasjonen ble målt på nytt med Qubit fluorometer 2.0 (Invitrogen) (Tabell 6). 150 ng DNA fra hver blanding ble brukt for å generere biblioteket. Biblioteket ble denaturert i henhold til standard Illumina-protokoll, og prøvene ble sekvensert i Illumina MiSeq System med MiSeq

Reagent Kit v3 (600- cycle) chemistry (Illumina) med 15 pM av biblioteket sammen med 20pM PhiX-kontroll og sekvenseringsprimere.

Biblioteket ble overført til en flytcelle (eng. flow cell). DNA-fragmentene fra biblioteket fanges opp av oligoer som er komplementære til bibliotekadapterne, i flytcellen. Hvert fragment amplifiseres slik at det dannes klynger av identiske DNA-fragmenter. Når klyngene er dannet, er templatene klare for sekvensering. MiSeq sekvenserer ved syntesebasert sekvensering. En DNA-tråd komplementær til templatetråden syntetiseres med merkede deoksynukleosidtrifosfater (dNTP). Markøren virker som en terminator for polymeriseringen. Etter hver dNTP som inkorporeres, avbildes den fluoriserende fargen for å identifisere basen. Deretter kløyves markøren av, slik at det neste nukleotidet kan inkorporeres. MiSeq sekvenserer DNA-fragmentene fra begge sider, noe som gir bedre kvalitet enn sekvensering kun fra én side.

**Tabell 6** DNA-konsentrasjon målt med Qubit etter blanding av PCR-produkter.

Primer	DNA-konsentrasjon: ng/μL		
	Ufortynnet	10X	100x
<b>OITS</b>	>600	30.6	
<b>ITS1</b>	>600	>600	3.97
<b>ITS2</b>	>600	30.8	
<b>16S</b>	>600	39.5	
<b>Sven</b>	12.1		
<b>Trich</b>	3.19		

### 2.3 Dataanalyse

Etter sekvensering ble prøvene forberedt for dataanalyse som beskrevet av Rossmann et al. (2021). Sekvensene ble demultiplekset automatisk på MiSeq-systemet med den inkluderte MiSeq reporterprogramvaren. De genererte fastq-filene ble brukt til analyse. Kommandolinjeverktøyet 'cutadapt' ble brukt for å fjerne adaptere i 3'-regionen fra sekvensene basert på en minste samsvarende lengde på 15 basepar (Martin, 2011). Amplikonsekvensvarianter (ASVer) ble utledet gjennom prosessen DADA2, tilsvarende Callahan et al. (2016). Readsene ble, i korte trekk, filtrert etter kvalitet med 'filterAndTrim'-funksjonen. DADA2 ble trent på feilraten med 'learnError'-funksjonen. Sekvensene ble dereplikert med 'derepFastq'-funksjonen. Feilratene ble avledet med 'dada'-funksjonen. Parede sekvenser ble slått sammen med 'mergePairs'-funksjonen. ASV-

tabellene ble generert med 'makeSequenceTable'-funksjon. Kimærer ble fjernet med funksjonen 'removeBinerasDenovo'.

Taksonomien brukt i dette arbeidet ble utledet fra et BLAST-søk mot en lokal kopi av hele nukleotiddatabasen til NCBI (nt, versjon 5), sist oppdatert fra FTP-serveren i januar 2022 (Tao et al., 2011). BLAST+ kommandoene og avledningen av komplette linjer for BLAST-treff er dokumentert i R-markdown-dokumenter med navn «BLAST\_lineage\_headers\_generic» i undermappene 16S, ITS1, its2, oomy og Sven+Trich i GitLab-rommet under [https://gitlab.nibio.no/simeon/sunniva\\_metabarcoding](https://gitlab.nibio.no/simeon/sunniva_metabarcoding). Der finnes også detaljerte parameter brukt i DADA2 prosessen, sammen med fullstendig dokumentasjon av dataanalysen i dette arbeidet. Dataanalysen ble hovedsakelig gjennomført med pakkene Phyloseq og tidyverse. DADA2 og nedstrøms dataanalyse skript ble kjørt i RStudio 2021.09.2 under R versjon 4.1.2.

## 2.4 Ekstraksjon av nematoder

Den tradisjonelle måten å analysere forekomsten av nematoder i en jordprøve er ved å ekstrahere nematodene og identifisere dem basert på morfologiske kjennetegn under lupe. Det finnes flere metoder for å ekstrahere nematoder fra en jordprøve, men alle baserer på å skille nematodene fra andre partikler gjennom oppdrift/vekt, størrelse og bevegelse. Disse metodene er fortsatt vanlig å bruke i dag.

### 2.4.1 Ekstraksjon av frittlevende nematoder

For ekstraksjon av frittlevende nematoder ble hver jordprøve på ca. 3 liter blandet godt, og 250 mL ble tatt ut til ekstraksjon. Jorda ble løst opp i vann, siktet gjennom en vanlig kjøkkensikt og overført til en kolbe som ble plassert i en Seinhorstelutriator (Seinhorst, 1962) (Figur 15). Seinhorsteliutriatoren skiller nematoder og jord i en stigende vannstrøm i vannkolber som står loddrett. Fordi nematodene er lette, synker de saktere enn hastigheten til den oppadgående vannstrømmen. Nematodene samles i toppen av kolben, mens tyngre jordpartikler synker til bunnen av kolben. Gjennom et rør i toppen av kolben, ledes vannet med nematodene ut i en egen beholder. Deretter renses vannet i tre steg. I det første steget filtreres vannet gjennom et siktfilter,

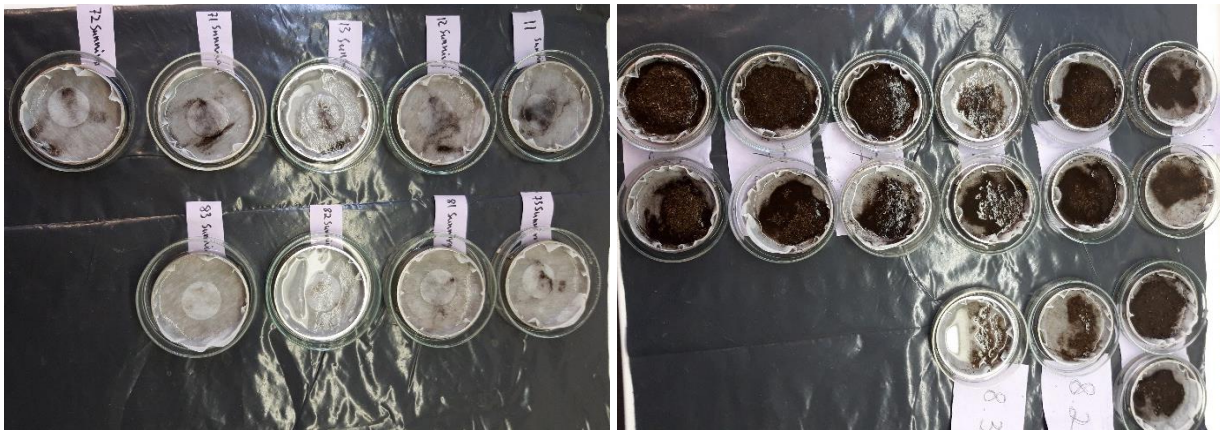
bestående av fem sikter av ulik størrelse. Når vannet som kommer ut gjennom siktbatteriet ikke



**Figur 15** Seinhorstelutriator ble brukt til ekstraksjon av frittlevende nematoder fra jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård.

lengre inneholder synlige partikler, skylles partiklene som sitter igjen i siktene i en beholder. I det neste steget filtreres prøven gjennom ei metallsikt med et Munktell filtrerpapir i (2601 Munktell Filter AB, Grycksbo Sverige). Deretter overføres sikta med filtrerpapiret til en petriskål og fylles med nok vann til at det så vidt dekker filtrerpapiret. Petriskåla settes på ei mørk overflate under sterkt lys i minst 24 timer. Nematodene, som til vanlig lever i jorda, vil derfor svømme unna lyset og ned i vannet mot den mørke overflaten (Figur 16). Etter 24 timer ble vannet overført til et 40 mL testrør, og plassert i kjøleskap ved 4°C fram til telling av nematodene, som beskrevet av Tangvik (2017).

Nematoder av slekta *Pratylenchus* spp. ble bestemt til art med nøkkelen i Castillo og Vovlas (2007).

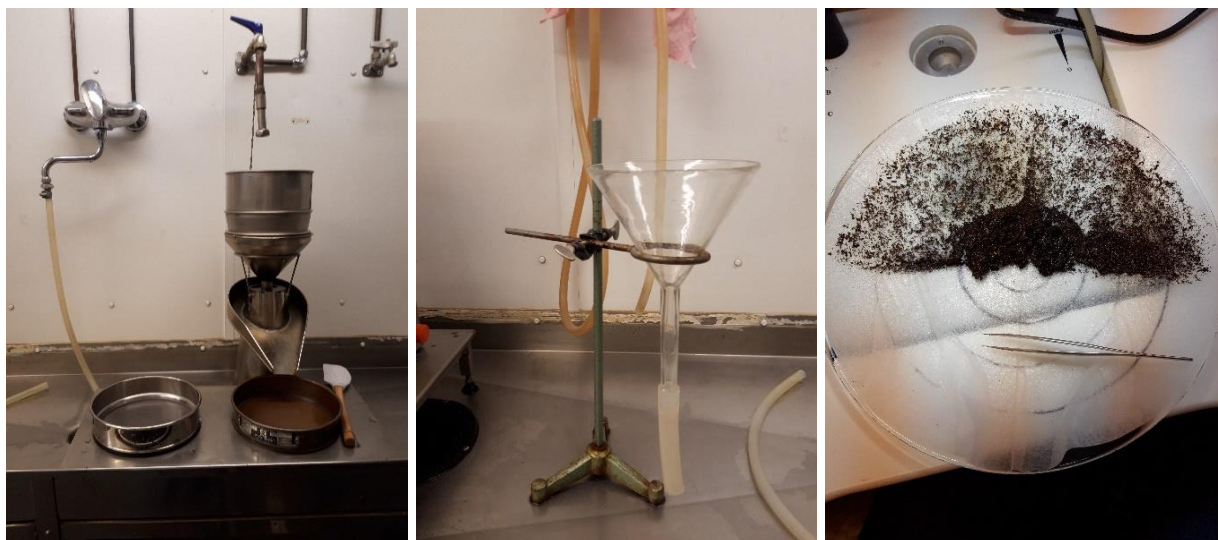


**Figur 16** Frittlevende nematoder fra jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård. Etter ekstraksjon og filtrering legges prøvene på en mørk overflate under sterkt lys i 24 timer. Nematodene svømmer unna lyset og ned i vannet mot den mørke overflaten.



#### 2.4.2 Ekstraksjon av potetcystenematoder

For ekstraksjon av PCN ble det tatt ut 250 mL jord fra hver prøve. Prøvene ble tørket i tørkerom ved ca. 25°C i to døgn. Deretter ble prøvene vasket ut ved hjelp av en Fenwick-kanne (Figur 17) (Hallman & Viaene, 2013). Metoden baserer seg på at tørkede cyste er luftfylte og vil flyte i vann. Cystene kan skilles fra andre flytende partikler gjennom filtrering etter størrelse. Prøven filtreres først gjennom en sikt med 1,5 mm hullstørrelse under rennende vann. Prøven føres deretter sammen med vannstrømmen ned i Fenwick-kannen. Siden de tørkede cystene er fylt med luft, vil de flyte opp, mens tyngre partikler synker til bunnen. Cystene ledes via kragen ned i en sikt med 840 µm hullstørrelse. Sikta skylles med vann helt til vannet som renner gjennom sikta ikke inneholder synlige partikler. Cystene blir igjen i sikta, mens mindre partikler som også fløt opp med vannstrømmen filtreres vekk. Prøven overføres til et filterpapir [200-250 µm], og er klare for telling under lupe.



**Figur 17** Ekstraksjon av PCN fra jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård i en Fenwick-kanne. Venstre: Fenwick-kannen, midten: trakt for overføring av prøven til filterpapir, høyre: prøve i filterpapir klar for telling under lupe.

#### 2.4.3 Ekstraksjon av nematoder fra potet med mistifier

Poteter med symptomer på flatskurv fra Lysmyra ble undersøkt for frittlevende nematoder. Flatskurvsår ble skåret ut av poteten, ca. 1 cm dypt, og lagt på et filter over ei trakt i mistifierkammeret (Figur 18). Mistifier egner seg best til å ekstrahere mobile nematoder fra prøver som kan spres i et relativt tynt lag på trakta (Hallman & Viaene, 2013). Gjennom dyser tilføres væske

i tåkeform, slik at nematodene får en kontinuerlig vannfilm å bevege seg i. Dette øker aktiviteten hos nematodene, og når det stadig tilføres væske i form av tåke, vaskes nematodene ned i trakta når de kommer ut av plantematerialet (Perry et al., 2021). For at nematodene skal bevege seg ut av prøvematerialet, er det viktig at bitene ikke er for store. Nematodene synker ned til bunnen av trakta. En gang i uka tappes vannet av (Hallman & Viaene, 2013). Mistifieren sto i fire uker, og vannet ble tappet av fire ganger. Deretter ble nematodene telt under lupe.



**Figur 18** Ekstraksjon av nematoder fra potetprøver i Mistifier. Venstre: Mistifier, høyre: prøvene i mistifierkammeret.

#### 2.4.4 Identifikasjon av frittlevende nematoder

Prøvene ble telt under stereolupe (Leica M10). Planteparasittære nematoder ble identifisert ved å se om munnbrodd var til stede eller ikke. For prøver tatt i juni 2020 ble planteparasittære nematoder av slektene *Trichodorus* spp., *Longidorus* spp., *Xipinema* spp., *Pratylenchus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. og *Helicotylenchus* spp. (spiralnematode) telt. For prøvene tatt i oktober 2020 og juni 2021 ble slekta *Tylenchus* spp. telt, i tillegg til det totale antallet nematoder i prøvene.

Dominerende planteparasittære slekter ble montert og artsbestemt i mikroskop (Leica 6000B differensialinterferenskontrast-mikroskop). 5 individer ble plukket fra prøvene og overført til et objektivglass med vann på. Objektivglasset ble forsiktig ført over en flamme for å drepe

nematodene. Nematodene ble overført til et objektivglass med triethnolamine (TAF) sammen med tre-fire glassfiberstrimler, og dekkglass ble lagt på. Glassfiberstrimlene forhindrer at nematodene blir klemt i stykker av dekkglasset. Dekkglasset ble forseglet med bruk lakk. Nematodene ble artsbestemt ved hjelp av nøkkel i Castillo og Vovlas (2007).

## 2.5 Analyse av jordprøver hos Eurofins

Prøver tatt i 2021 til jordanalyse ble tørket i Eurofins egne jordprøveesker, og deretter levert til analyse hos Eurofins Agro. Volumvekt, jordart, leirklasse, moldklasse, pH, fosfor (F), kalium (K), magnesium (Mg), kalsium (Ca), natrium (Na), glødetap og syreløselig kalium ble analysert. Volumvekt beregnes for å kunne omregne næringsinnholdet i jorda fra vektbasis til volumbasis. Volumvekta beregnes med rettlinjet regresjon, hvor jorda veies etter tørking og sikting med en 2 mm masket sikt (Krogstad, 1992). Næringsstoffene F, K, Mg, Ca og Na ble bestemt ved hjelp av AL-metoden, beskrevet av Krogstad (1992) i rapport 6/92. AL-metoden brukes for å beregne konsentrasjonen av lettløselige næringsstoffer. Ammoniumlaktat og eddiksyre brukes for å ekstrahere næringsstoffene. Lettløselige næringsstoffer angir mengden av disse stoffene som planten kan ta opp i løpet av kortere tid, for eksempel i løpet av vekstsesongen (Krogstad, 1992).  $\text{NH}_4^+$ -ionene bytter ut kationer fra jordpartiklene. Laktat kompleksbinder Fe og Al. Dette fører til økt desorpsjon av ionene fra jordpartiklene, og fosfationer løses ut (Krogstad, 1992). Jordas kaliuminnhold kan deles inn i lettløselig og tungt løselig kalium (Krogstad, 1992). Det tungt løselige kaliumet inngår i mineraler og bergarter i jorda, og er i utgangspunktet ikke tilgjengelig for plantene. Det er likevekt mellom lettløselig og tungt løselig kalium i jorda, og etter hvert som plantene bruker de lettløselige reservene, vil kalium fra mineraler og bergarter frigjøres i jordvæska. Syreløselig kalium inkluderer både lettløselig kalium og tungt løselig kalium. For å bestemme konsentrasjonen av syreløselig kalium kokes prøven i 1M K-HNO<sub>3</sub>. Deretter måles atomabsorpsjonen ved bølgelengde 404,4 nm slik beskrevet i Krogstad (1992). pH-verdien ble bestemt etter ISO 10390 (ISO, 2021). En suspensjon av prøven i 1:5 volumdeler vann, kaliumklorid eller kalsiumklorid måles med en glasselektrode. Glødetap ble bestemt etter standard SFS-EN 15935:2012 ved 500°C (Standard Norge, 2012). Jordarten ble bestemt utfra en skjønnsmessig vurdering (Eurofins, personlig kommunikasjon).

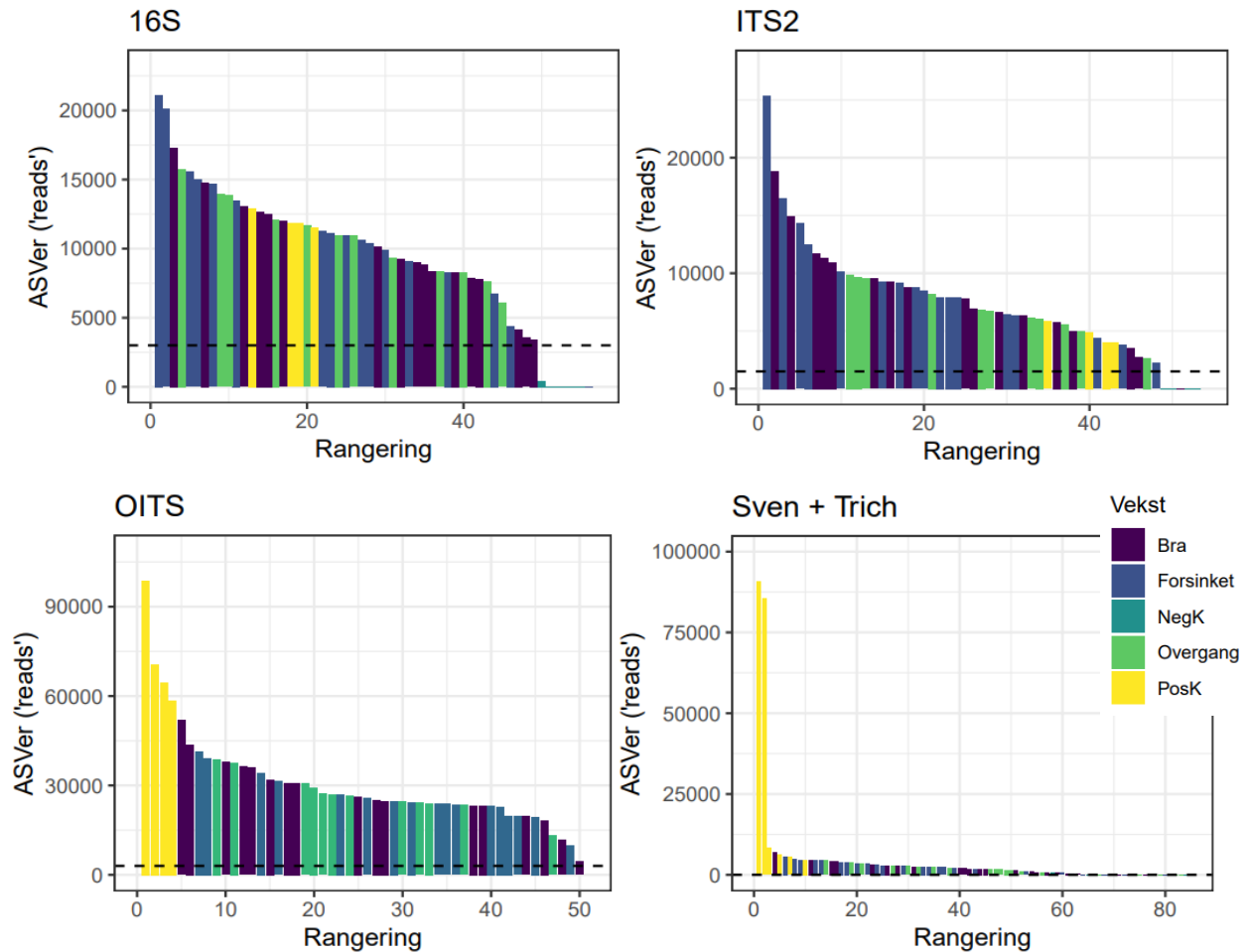
## 3 Resultater

### 3.1 Metastrekkoding

PCR-produkter fra sopp-ITS1-primere gav svært få sekvenser, og ble derfor ikke tatt med videre i analysen. Prøver med PCR-produkter fra 16S-primere hadde opptil 20 000 sekvenser, men de fleste prøvene gav mellom 5 000 og 15 000 sekvenser (

Figur 19). For PCR-produkter fra ITS2-primere gav de fleste prøvene under 10 000 sekvenser, mens prøven med flest sekvenser hadde 25 000 sekvenser. PCR-produkter fra OITS-primere gav i snitt høyest antall sekvenser, hvor flertallet av prøvene gav mellom 15 000 og 40 000 sekvenser. PCR-produkter fra Sven-primere og Trich-primere gav i snitt det laveste antallet sekvenser per prøve, hvorav samtlige prøver gav under 10 000 sekvenser.

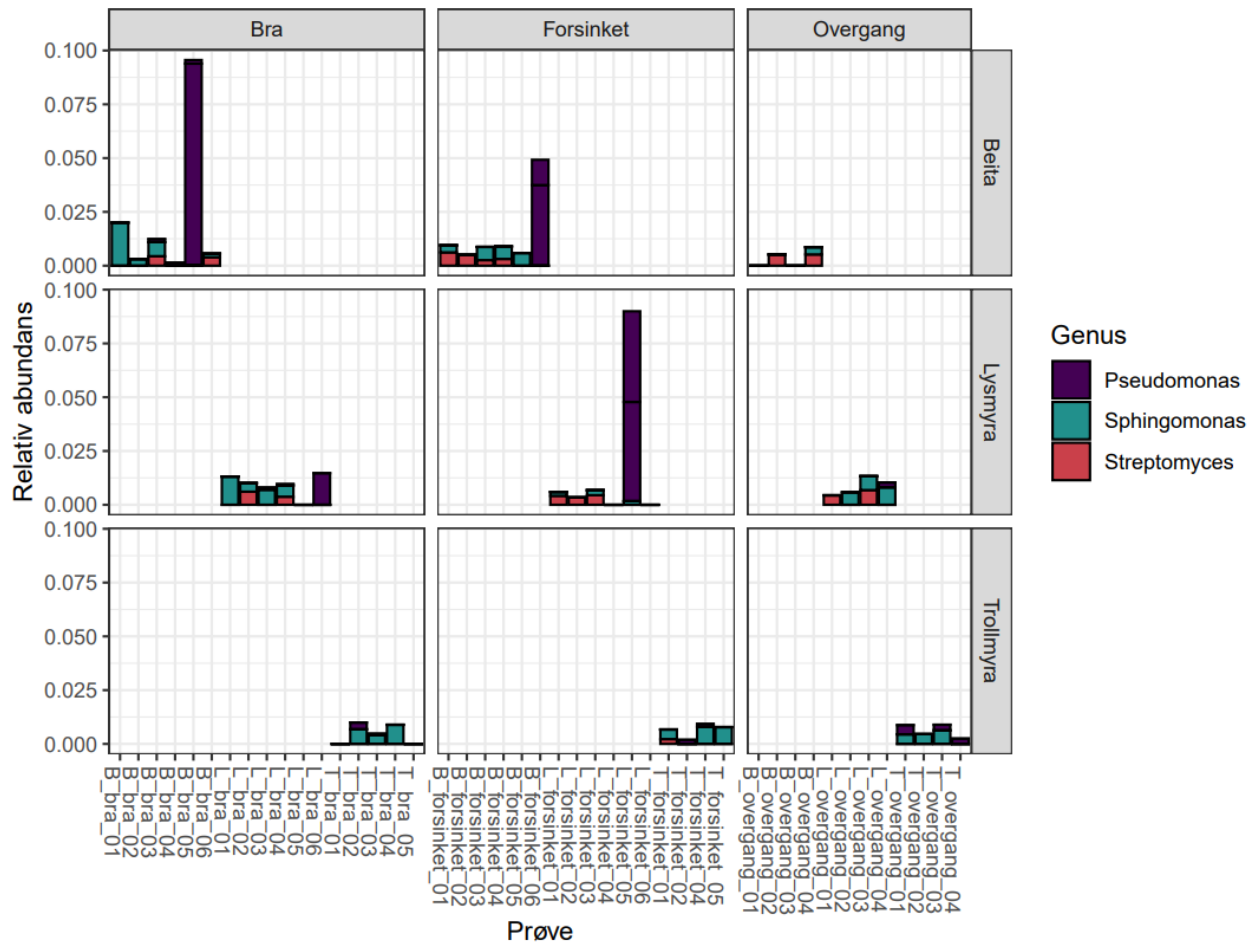
Prøvene ble rangert etter antall sekvenser. Prøver med utilstrekkelig sekvenseringsdybde, det vil si lavt antall ASVer, ble filtrert bort. For PCR-produkter fra 16S-primere og OITS-primere ble prøver med færre enn 3 000 sekvenser filtrert bort. Henholdsvis 46 og 45 prøver ble tatt med videre i analysen. For ITS2 ble satt til 1 500. 44 prøver ble tatt med videre i analysen. PCR-produkter fra Sven-primere og Trich-primere ble amplifisert med samme indeksprimere, og ble analysert sammen. PCR-produktene fra positive kontrollene for Trich-primene skilte seg ut med svært mange flere sekvenser enn noen av prøvene og de positive kontrollene for Sven. Fordi mange av prøvene hadde færre enn 3 000 sekvenser, ble grensen for å filtrere vekk prøver satt til 10 sekvenser, slik at alle prøvene ble tatt med videre i analysen. Også PCR-produkter fra de positive kontrollene for OITS-primene hadde flere sekvenser enn prøvene. Negative kontroller og positive kontroller ble filtrert bort før videre analyse (Vedlegg 5).



**Figur 19** Antall ASVer (sekvenser) per prøve etter sekvensering med MiSeq og prosessering med DADA2. De sekvenserte prøvene er rangert etter totalt antall ASVer. Stolpene er fargekodet etter hvordan veksten var der prøvene ble tatt, og positive og negative kontroller er markert i henholdsvis gult og turkis. Den stiplede linjen markerer grensen for hvilke prøver som ble filtrert vekk. Grensen ble satt til 3 000 sekvenser for 16S og OITS, 1 500 sekvenser for ITS2 og 10 sekvenser for Sven+Trich.

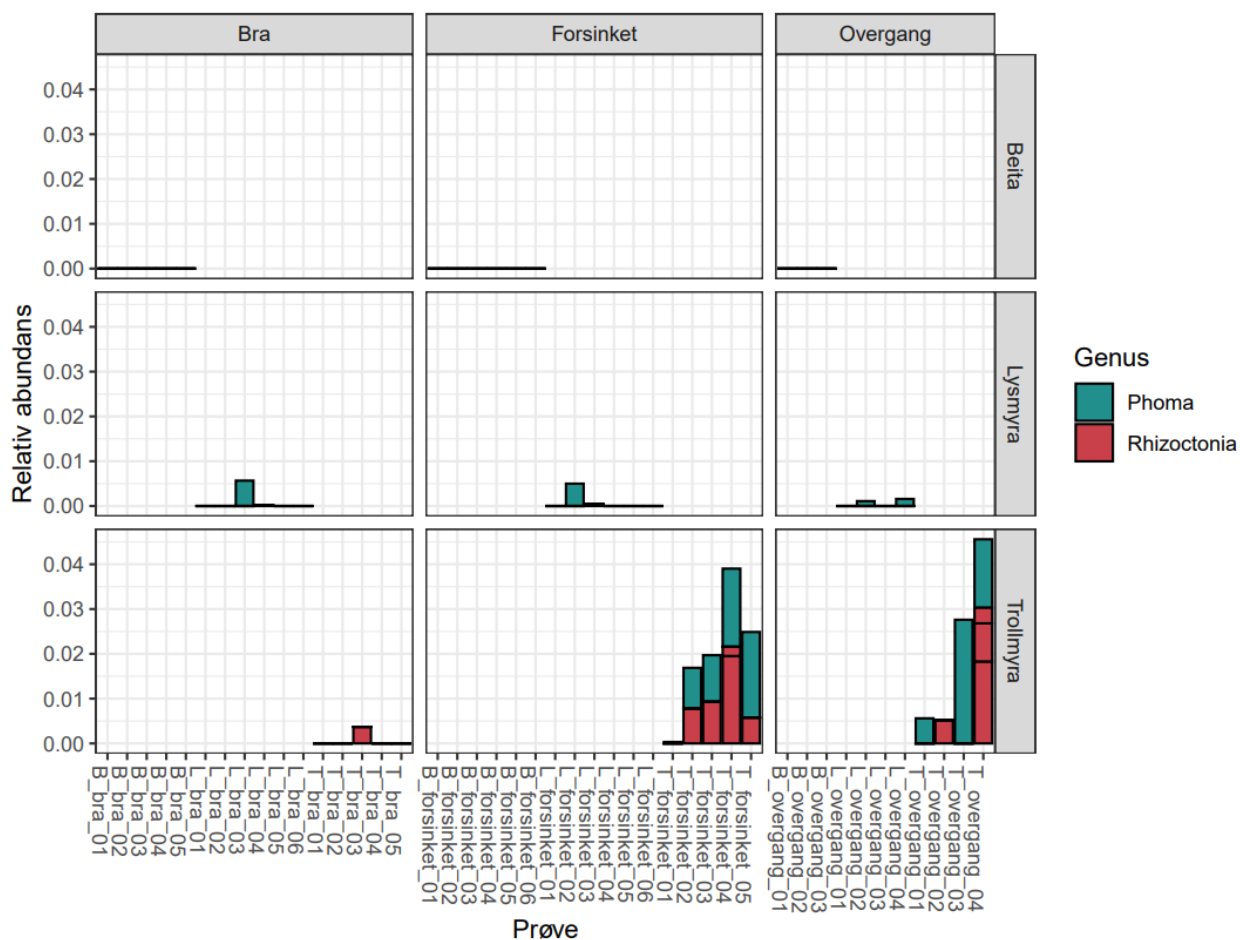
Et utvalg av planteparasittære bakterieslekter som kan gjøre skade i potet ble valgt til nærmere undersøkelse. De utvalgte slektene var *Clavibacter* spp., *Dickeya* spp., *Erwinia* spp., *Pectobacterium* spp., *Pseudomonas* spp., *Ralstonia* spp., *Sphingomonas* spp. og *Streptomyces* spp. Av disse var *Pseudomonas* spp., *Sphingomonas* spp. og *Streptomyces* spp. de vanligste slektene (Figur 20). *Pseudomonas* spp. var dominerende i enkeltprøver, hvor ASVer klassifisert som denne slekten utgjorde nesten hele prøven. Det ble funnet størst andel *Streptomyces* spp. på Lysmyra og på Beita, mens det var lite på Trollmyra. Det kan se ut til at det var noe mindre *Streptomyces* spp.

i områdene med god vekst på Lysmyra og på Beita. For *Sphingomonas* spp. var det ingen tydelige tendenser til variasjon i prøvene.



**Figur 20** Relativ abundans av de planteparasittære bakterieslektene *Pseudomonas* spp., *Sphingomonas* spp. og *Streptomyces* spp. i jordprøver fra Fonn-Holand gård i 2020 og 2021, amplifisert med 16S-primere. Prøvene er gruppert etter skifte og vekst.

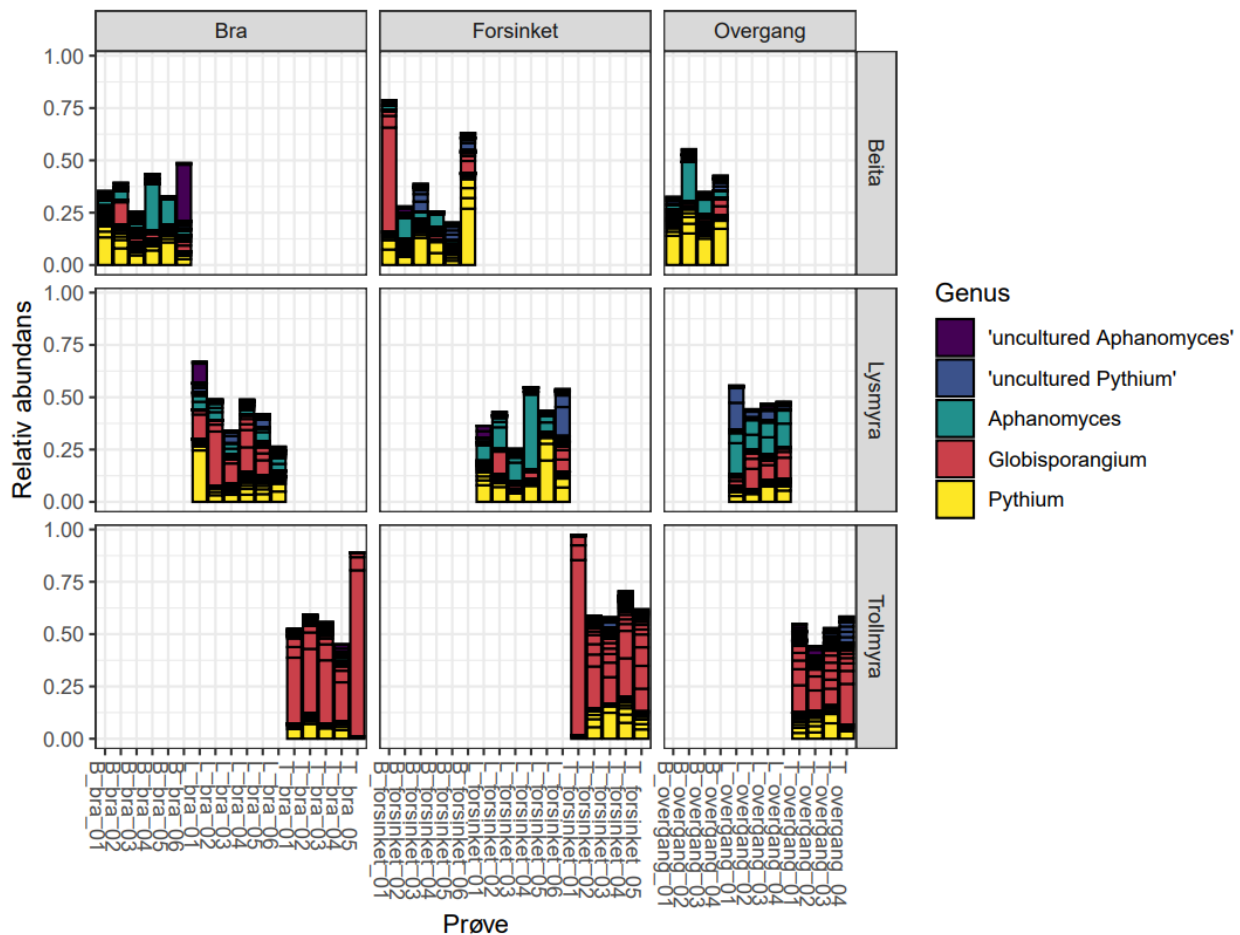
Et utvalg planteparasittære soppselekter som kan gjøre skade i potet ble undersøkt nærmere. De utvalgte slektene var *Alternaria* spp., *Fusarium* spp., *Helminthosporium* spp., *Phoma* spp., *Polyscytalum* spp., *Rhizoctonia* spp. og *Synchytrium* spp. Av disse var *Phoma* spp. og *Rhizoctonia* spp. vanligst (Figur 21). På Trollmyra ble det funnet *Rhizoctonia* spp. i området med forsinket vekst og i overgangen, mens det i området med god vekst var lavere relativ andel *Rhizoctonia* spp. I prøvene fra Beita og Lysmyra var det lav relativ andel *Rhizoctonia* spp. *Phoma* spp. var også vanligere på Trollmyra i det dårlige vekstområdet og i overgangen. På Beita og Lysmyra var det ikke tydelige forskjeller, og det var lave nivåer av sopper som kan gjøre skade i potet.



**Figur 21** Relativ abundans av de planteparasittære soppselektene *Phoma* spp. og *Rhizoctonia* spp. i jordprøver fra Fonn-Holand gård i 2020 og 2021, amplifisert med ITS2-primere. Prøvene er gruppert etter skifte og vekst.

Et utvalg planteparasittære oomycetslekter som kan gjøre skade i potet ble undersøkt nærmere. De utvalgte slektene var *Aphanomyces* spp., *Globisporangium* spp., *Phytophthora* spp. og *Pythium* spp. Av disse var *Aphanomyces* spp., *Globisporangium* spp. og *Pythium* spp. de vanligste (Figur

22). *Aphanomyces* spp. utgjorde en betydelig andel av oomyceter i prøvene. Både *A. cladogamus*, som er planteparasittær, og *A. astaci*, som forårsaker krepsepest så ut til å være til stede. På Lysmyra var *Aphanomyces* spp. vanligere i området med forsinket vekst og i overgangen. *Globisporangium* spp. var den dominerende slekta blant oomycetene på Trollmyra, og spesielt i prøvene fra juni 2020, hvor de utgjorde nesten hele prøven.

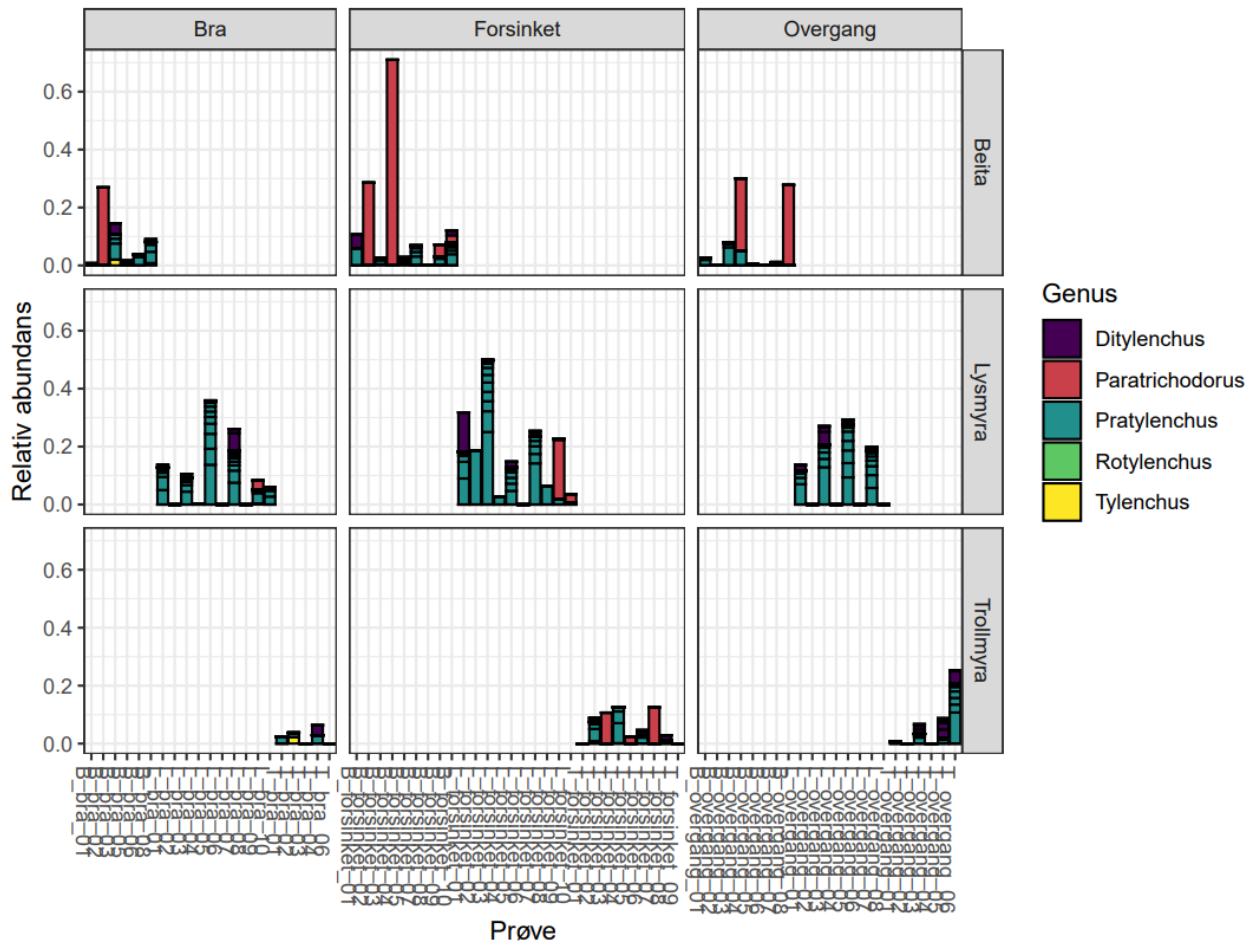


**Figur 22** Relativ abundans av de planteparasittære oomycetslektene *Aphanomyces* spp., *Globisporangium* spp. og *Pythium* spp. i jordprøver fra Fonn-Holand gård i 2020 og 2021, amplifisert med OITS-primere. Prøvene er gruppert etter skifte og vekst.

Et utvalg planteparasittære nematodeslekter som kan gjøre skade i potet ble undersøkt nærmere. De utvalgte slektene var *Ditylenchus* spp., *Globodera* spp., *Helicotylenchus* spp., *Meloidogyne* spp., *Paratrichodorus* spp., *Pratylenchus* spp., *Rotylenchus* spp., *Tylenchorhynchus* spp., *Tylenchus* spp. og *Xipinema* spp.. Av disse var *Ditylenchus* spp., *Paratrichodorus* spp., *Pratylenchus* spp., *Rotylenchus* spp. og *Tylenchus* spp. de vanligste slektene (Figur 23). Den

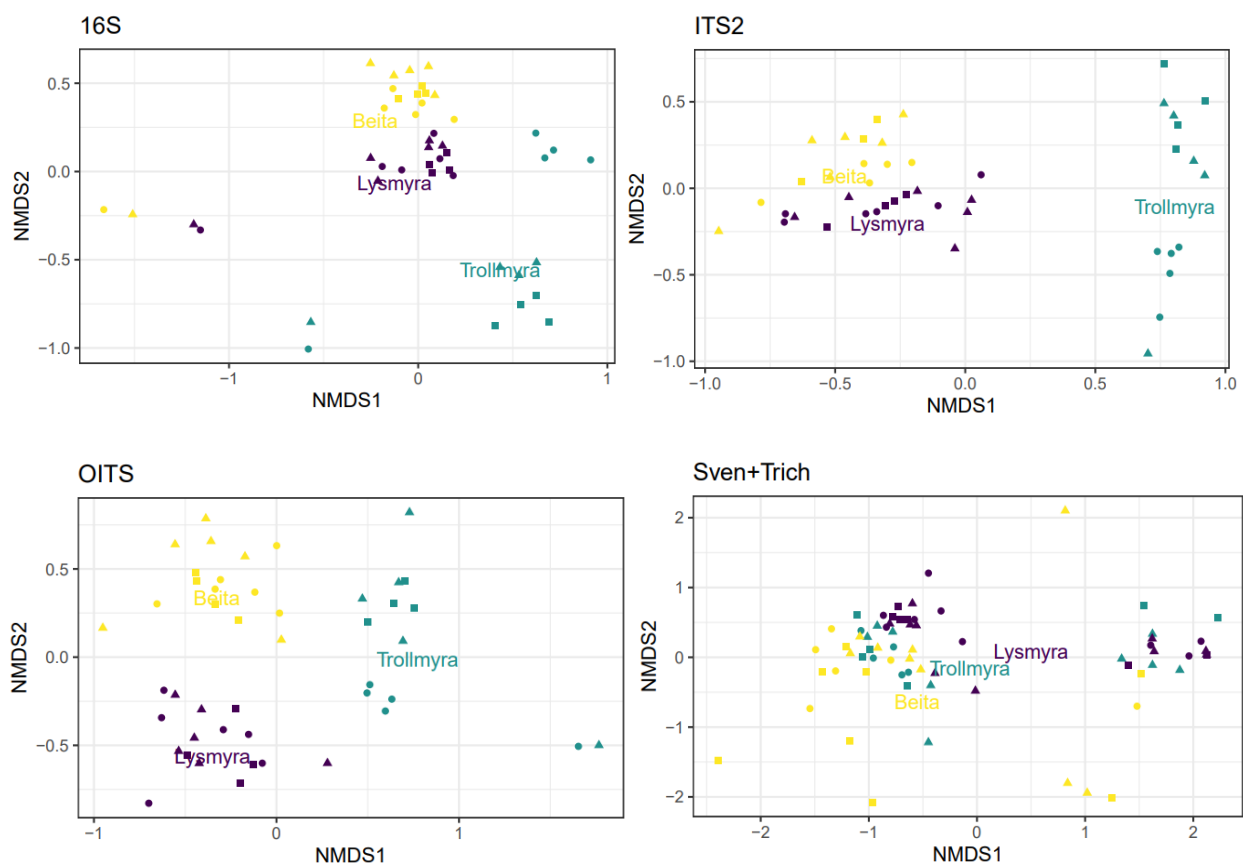


vanligste planteparasittære nematodeslekta i prøvene var *Pratylenchus* spp. Den ble funnet i alle prøvene etter amplifisering med Sven-primere, men var mest vanlig på Lysmyra. På Lysmyra og Trollmyra var det høyere andel *Pratylenchus* spp. i områdene med forsinket vekst og i overgangen. På Beita var det tilsynelatende ikke noen sammenheng mellom vekst og andel *Pratylenchus* spp. *Paratrichodorus* spp. var litt vanligere i prøvene med dårlig vekst, og var mest abundant på Beita. *Paratrichodorus* spp. og *Ditylenchus* spp. utgjorde en større andel av nematodene i prøvene fra 2020 enn i prøvene fra 2021.



**Figur 23** Relativ abundans av de planteparasittære nematodeslektene *Ditylenchus* spp., *Paratrichodorus* spp., *Pratylenchus* spp., *Rotylenchus* spp. og *Tylenchus* spp. i jordprøver fra Fonn-Holand gård, amplifisert med Sven-primere og Trich-primere. Prøvene er gruppert etter skifte og vekst.

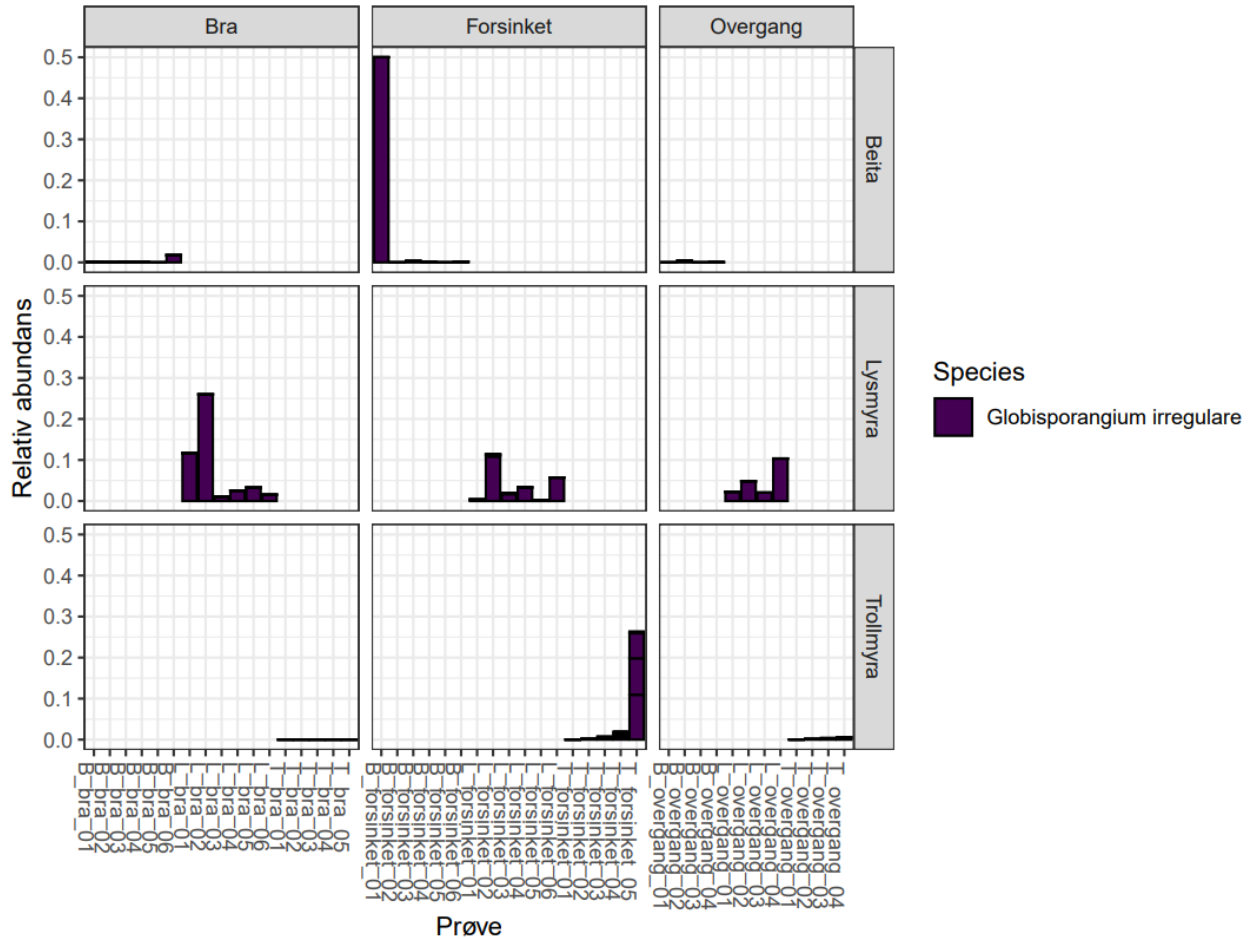
For å få et relativt bilde av variasjonen mellom prøvene ble det laget ikke-metriske multidimensjonale (NMDS) plot av Bray-Curtis-ulikheten for hver organsimegruppe (Figur 24). Dette plottet gir et bilde på variasjonen i diversitet mellom prøvene. PCR-produkter fra 16S-primere, ITS2-primere og OITS-primere grupperte seg etter skifte. For PCR-produkter fra Sven-primere og Trich-primere er det ingen tydelige tendenser. Prøvene fra det gode vekstområdet på Trollmyra skilte seg noe fra prøvene fra det forsinkede vekstområdet og overgangen. Denne forskjellen var tydeligst for PCR-produkter fra 16S-primere. Prøvene fra Beita og Lysmyra delte seg ikke tydelig inn etter vekstområder.



**Figur 24** Ikke-metriske multidimensjonale skalering (NMDS) plot av Bray-Curtis-ulikhet for bakterier (16S), sopp (ITS2), oomyceter (OITS) og nematoder (Sven+Trich). Et punkt representerer én prøve og er farget etter skifte og formet etter vekstforhold. Avstanden mellom punktene viser relativ avstand/variasjon i diversitet mellom prøvene. Tegnforklaring: sirkel = God vekst, firkant = overgang, trekant = forsinket vekst. Fargekode: gul = Beita, lilla = Lysmyra, blå = Trollmyra.

SIAMCAT ble kjørt for å undersøke om det var noen ASVer som varierte mellom prøver med ulikt vekstmønster. ASV126 fra OITS var signifikant høyere i prøver med forsinket vekst i forhold til prøvene med god vekst eller fra overgangen. Enkeltprøver fra Beita og Trollmyra trekker opp snittet for denne arten (Figur 25). På Lysmyra var det jevnt over høyere nivåer av *G. irregulare*

enn på Trollmyra og Beita, med uttak av de to enkeltprøvene med svært høye nivåer. Et BLAST-søk viste at sekvensen er identisk med sekvensen til *G. irregulare* i ITS-området som ble sekvensert. Dette var den eneste ASVen som var signifikant ulik mellom vekstområder.

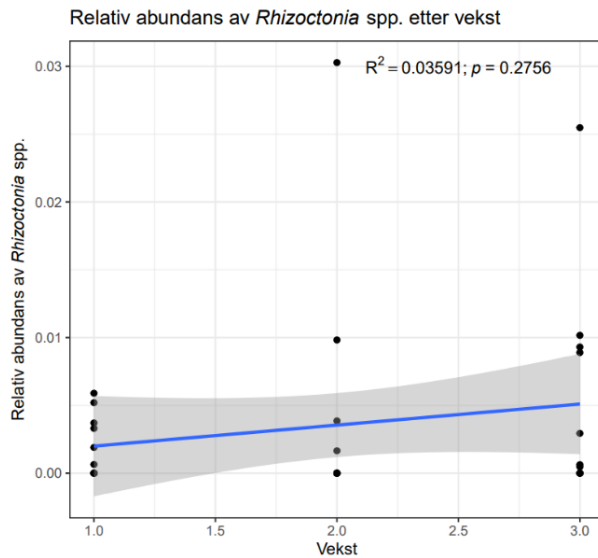


**Figur 25** Relativ abundans av oomyceten *G. irregulare* i jordprøver fra Fonn-Holand gård, amplifisert med OITS-primere. Prøvene er gruppert etter skifte og vekst. *G. irregulare* var den eneste arten som, med SIAMCAT, hadde signifikant ulik abundans i områder med ulik vekst.

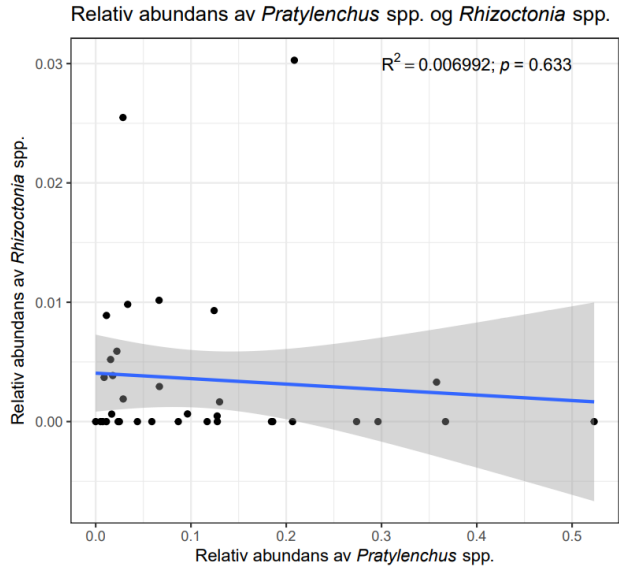
Sammenhengen mellom *Rhizoctonia* spp. og vekst ble undersøkt (Figur 27), og det ble funnet en positiv sammenheng. *Rhizoctonia* spp. var vanligere i deler av skiftene med forsinket spiring. Sammenhengen var ikke statistisk signifikant og forklaringsverdien var lav, med en p-verdi på 0,2756 og R<sup>2</sup>-verdi på 0,03591.

Sammenhengen mellom abundansen av *Rhizoctonia* spp. og abundansen av den vanligste planeparasittære nematodeslekten, *Pratylenchus* spp., ble undersøkt (Figur 26). Sammenhengen

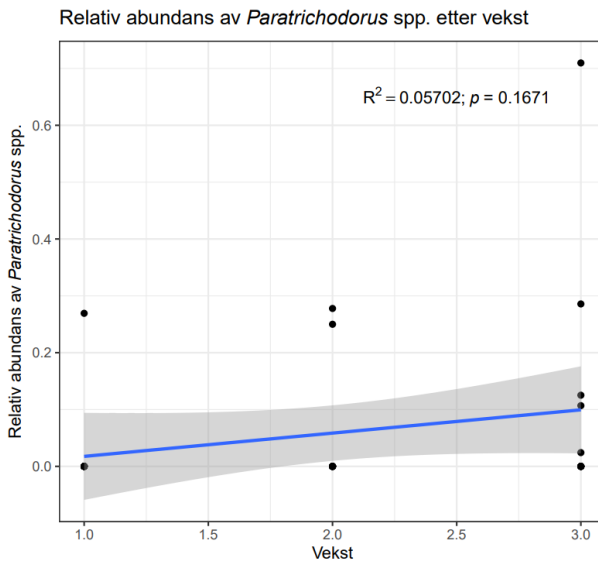
var negativ. *Rhizoctonia* spp. var mindre vanlig i prøver hvor *Pratylenchus* spp. var vanligere. *Rhizoctonia* spp. var vanligst på Trollmyra, mens *Pratylenchus* spp. var vanligst på Beita og Lysmyra. Sammenhengen var ikke statistisk signifikant og forklaringsverdien lav, med en p-verdi på 0,633 og en  $R^2$ -verdi på 0,007.



**Figur 27** Sammenheng mellom relativ abundans av soppeslekten *Rhizoctonia* spp. og forsinket spiring i jordprøver fra Fonn-Holand gård. Forklaring: 1=god vekst, 2=overgang, 3=forsinket vekst. Korrelasjonen er ikke statistisk signifikant.



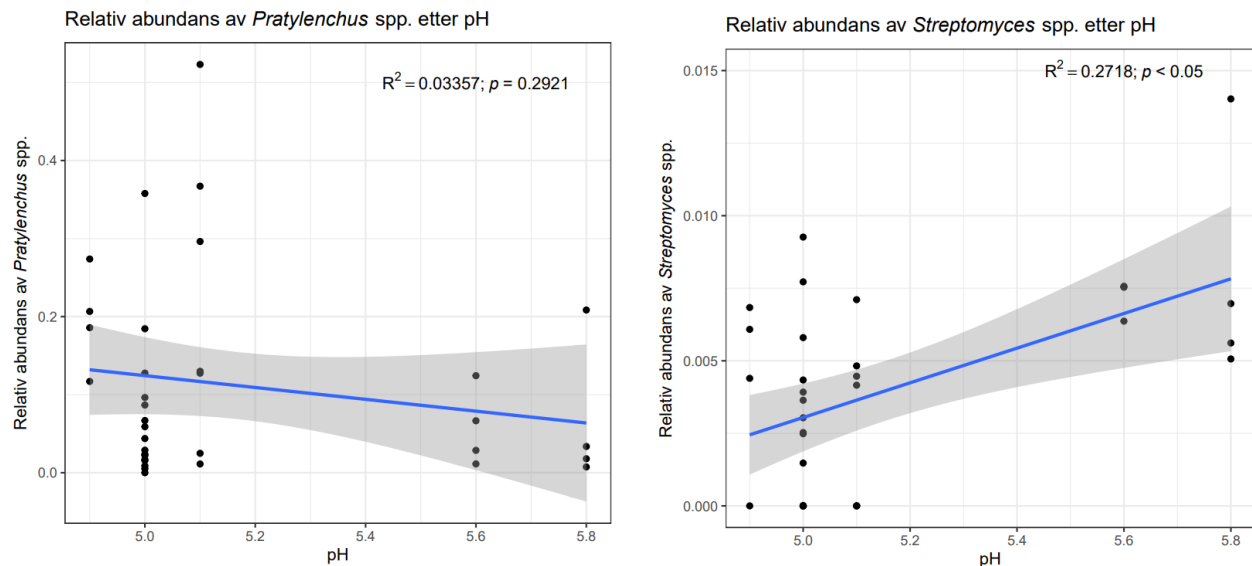
**Figur 26** Sammenheng mellom relativ abundans av soppeslekten *Rhizoctonia* spp. og relativ abundans av nematodeslekten *Pratylenchus* spp. i jordprøver fra Fonn-Holand Gård. Korrelasjonen er ikke statistisk signifikant.



*Paratrichodorus* spp. var vanligere i områder med forsinket vekst og i overgangen enn områder med god vekst (Figur 28). Denne korrelasjonen var ikke statistisk signifikant og hadde lav forklaringsverdi, med p-verdi på 0,1671 og  $R^2$ -verdi på 0,057.

**Figur 28** Sammenhengen mellom relativ abundans av nematoder i slekten *Paratrichodorus* spp. og vekst i jordprøver fra Fonn-Holand gård. 1 = god vekst, 2 = overgang, 3 = forsinket vekst. Korrelasjonen er ikke statistisk signifikant.

Sammenhengen mellom pH og abundans av henholdsvis *Pratylenchus* spp. og *Streptomyces* spp. ble undersøkt (Figur 29). *Pratylenchus* spp. var vanligere i prøver med lavere pH. Denne sammenhengen var ikke statistisk signifikant, med en p-verdi på 0,2921 og R<sup>2</sup>-verdi på 0,034. *Streptomyces* spp. var vanligere i prøver med høyere pH. Denne sammenhengen var statistisk signifikant med en p-verdi lavere enn 0,05 og R<sup>2</sup>-verdi på 0,27.



**Figur 29** Sammenhengen mellom relativ abundans av nematoder i slekten *Pratylenchus* spp. og pH, og sammenhengen bakterieslekten *Streptomyces* spp. og pH i jordprøver fra Fonn-Holand gård. Korrelasjonen mellom *Pratylenchus* spp. og pH var ikke statistisk signifikant. Korrelasjonen mellom *Streptomyces* spp. og pH var statistisk signifikant.

### 3.2 Telling og bestemmelse av frittlevende nematoder og PCN

Det ble ikke funnet PCN i noen av prøvene. Det ble ikke funnet *Pratylenchus* spp. i potetprøvene fra Mistifieren, men det ble funnet noen bakteriespisende nematoder, samt to *Tylenchus* spp.

Fra ekstrahering av frittlevende nematoder med Seinhorstelutriator ble det funnet planteparasittære nematoder av slektene *Helicotylenchus* spp., *Pratylenchus* spp., *Trichodorus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. og *Tylenchus* spp. (Figur 30). *Pratylenchus* spp. var den dominerende slekten av planteparasittære nematoder. *Tylenchus* spp. var den nest mest vanlige slekten.



**Figur 30** Frittlevende planteparasittære nematoder ekstrahert fra jordprøver fra Fonn-Holand gård. (a) *Helicotylenchus* spp. ekstrahert fra jordprøve tatt på Lysmyra i 2021, (b) *Pratylenchus* spp. ekstrahert fra jordprøve tatt på Lysmyra i 2021, (c) *Tylenchorhynchus* spp. ekstrahert fra jordprøve tatt på Beita i oktober 2020, (d) *Tylenchus* spp. ekstrahert fra jordprøve tatt på Trollmyra i 2021.

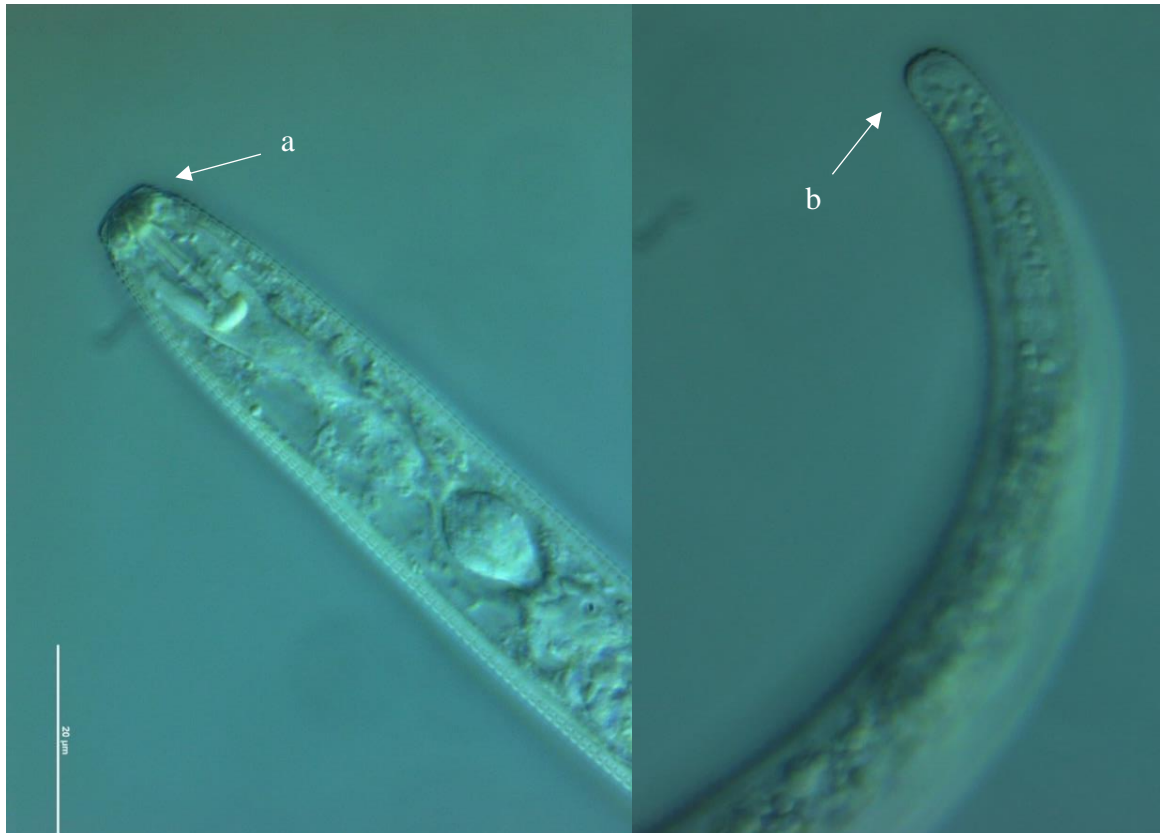
For prøvene fra oktober 2020 og juni 2021 ble også det totale antallet nematoder telt, og andelen planteparasittære nematoder ble beregnet (Tabell 7). På Lysmyra i 2021 var det totale antallet nematoder rundt 600 individer per 250 mL jord i prøvene fra området med dårlig vekst og området med god vekst, mens antallet var 1 010 individer per 250 mL jord i overgangen. Antallet planteparasittære nematoder var rundt 100 individer di prøvene fra området med dårlig vekst og området med god vekst, og 153 individer i overgangen. Andelen planteparasittære nematoder var rundt 15% i alle områdene på Lysmyra i 2021. I tillegg til *Pratylenchus* spp., ble det funnet *Helicotylenchus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. og *Tylenchus* spp. på Lysmyra. På Beita var det i 2021 rundt 1 200 nematoder per 250 mL jord i prøvene fra området med dårlig vekst og overgangen, mens det i prøven fra området med god vekst var 658 individer. Antallet planteparasittære nematoder var 19 individer i prøvene tatt i området med dårlig vekst og i overgangen, mens det var 7 individer i prøven tatt i området med god vekst. Det gav en andel planteparasittære nematoder på 1-2% i prøvene. I tillegg til *Pratylenchus* spp., ble det på Beita funnet *Helicotylenchus* spp., *Trichodorus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. og *Tylenchus* spp. På Trollmyra i 2021 var det totale antallet nematoder 256 nematoder i prøven fra området med dårlig vekst, 511 i overgangen og 731 i prøven fra området med god vekst. Antallet planteparasittære nematoder var 121 i prøven fra området med dårlig vekst, 96 individer i overgangen og 146

individer i prøven fra området med god vekst. Andelen planteparasittære nematoder var rundt 20% i prøvene fra området med god vekst og overgangen og 47,3% i prøven fra området med dårlig vekst. Antallet planteparasittære nematoder i prøven fra området med dårlig vekst var ikke mye høyere enn for resten av feltet, men fordi det totale antallet nematoder var lavere, utgjorde de planteparasittære nematodene en større andel. I tillegg til *Pratylenchus* spp., ble *Tylenchorhynchus* spp. og *Tylenchus* spp. funnet på Trollmyra. I prøvene fra juni 2020 var det flere planteparasittære nematoder i prøvene med god vekst enn i prøvene med dårlig vekst. Antallet planteparasittære nematoder var lavere i 2020 enn i 2021.

**Tabell 7** Antall frittlevende nematoder i jordprøver fra Beita, Lysmyra og Trollmyra. Antallet nematoder og planteparasittære (PP) nematoder er oppgitt per 250 mL jord. Slektene *Trichodorus* spp. (Tri), *Pratylenchus* spp. (Pra), *Tylenchorhynchus* spp. (Tyc), *Helicotylenchus* spp. (Hel) og *Tylenchus* spp. (Tyl) ble telt særskilt.

Nr	Skifte	Vekst-forhold	Dato prøve-taking	Totalantall nematoder/ 250 mL jord	Totalantall PP nematoder	Andel PP (%)	Frittlevende PP nematoder				
							Tri	Pra	Tyc	Hel	Tyl
1	Lysmyra	God	Juni 20		50		50				
2	Lysmyra	Forsinket	Juni 20		25		22	2	1		
3	Beita	God	Juni 20		21	1	20				
4	Beita	Forsinket	Juni 20		6		4	2			
5	Trollmyra	God	Juni 20		4			4			
6	Trollmyra	Forsinket	Juni 20		2		1	1			
7	Lysmyra	God	Oktober 20	550	7	1.3	6		1		
8	Lysmyra	Forsinket	Oktober 20	167	9	5.4	7		2		
9	Beita	God	Oktober 20	573	26	4.5	22	3	1		
10	Beita	Forsinket	Oktober 20	1439	18	1.3	6		1	11	
11	Trollmyra	Forsinket	Juni 21	256	121	47.3	116			5	
12	Trollmyra	Overgang	Juni 21	511	96	18.8	87			9	
13	Trollmyra	God	Juni 21	731	146	20.0	114	1		32	
14	Lysmyra	Forsinket	Juni 21	658	110	16.7	115			5	
15	Lysmyra	Overgang	Juni 21	1010	153	15.1	150			3	
16	Lysmyra	God	Juni 21	616	96	15.6	119				
17	Beita	Forsinket	Juni 21	1160	19	1.6	15			4	
18	Beita	Overgang	Juni 21	1238	19	1.5	8			9	
19	Beita	God	Juni 21	658	7	1.1	8			1	

Den dominerende planteparasittære nematoden i prøvene, *Pratylenchus* spp., ble montert i fem eksemplarer på objektglass og artsbestemt (Figur 31). Disse ble bestemt til arten *P. crenatus* basert på morfologiske kjennetegn med nøkkelen til Castillo og Vovlas (2007).



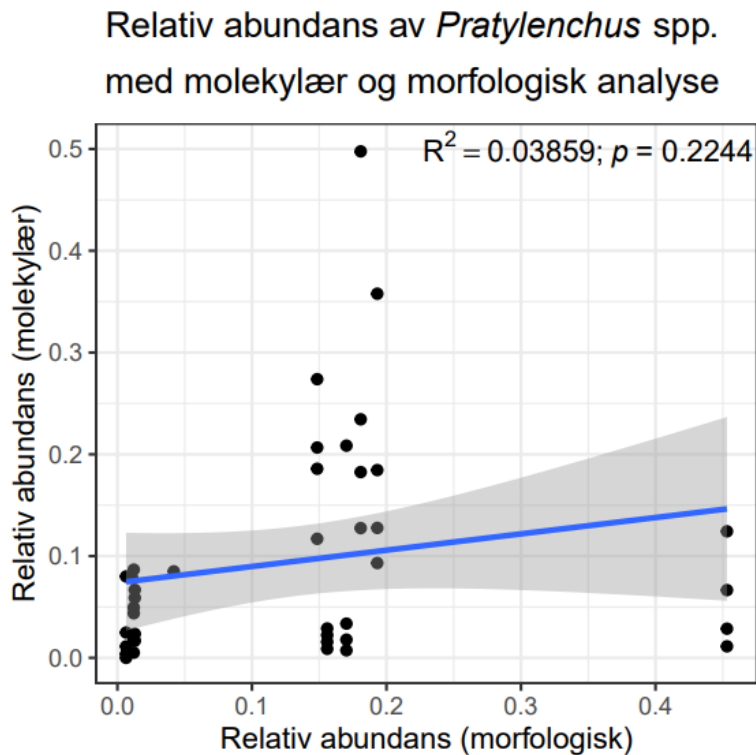
**Figur 31** *Pratylenchus crenatus* ekstrahert fra jordprøve fra Lysmyra i 2021. Bildene er tatt under mikroskop. Viktige kjennetegn for artsbestemmelse er tre annuli i munnregionen (a) og ruglete (eng: crenate) hale (b) (Castillo & Vovlas, 2007).

### 3.3 Sammenligning mellom gamle og nye metoder

Andelen *Pratylenchus* spp. i prøvene tatt i juni 2021 ble beregnet for morfologisk telling og for metastrekkodingen (Tabell 8, Figur 32). Den relative andelen *Pratylenchus* spp. i den morfologiske analysen ble beregnet ved å dele antallet *Pratylenchus* spp. i prøven på det totale antallet nematoder. For metastrekkodingen ble en abundanstabell laget i R. I metastrekkodingen ble det analysert fire prøver per vekstområde per skifte. For sammenligning av metastrekkodingen og den morfologiske analysen ble gjennomsnittet av de fire prøvene per vekstområde per skifte ble



beregnet. Det ble ikke funnet noen statistisk signifikant sammenheng mellom metastrekkodingen og den morfologiske analysen.



**Figur 32** Korrelasjon mellom metastrekkoding og morfologisk telling av *Pratylenchus* spp. Relativ abundans av *Pratylenchus* spp. i morfologisk telling er plottet mot relative abundans av *Pratylenchus* spp. fra metastrekkodingen. Sammenhengen var ikke statistisk signifikant.

Det var størst differanse mellom tall fra de to metodene i Trollmyrafeltet, hvor det ble funnet høyere andel i den morfologiske tellinga, spesielt i overgangen mellom gode og dårlige vekstforhold (Tabell 8). På Beita ble det funnet større andel *Pratylenchus* spp. i metastrekkodingen (Tabell 8).

På Trollmyra (prøve 11-13) var det størst variasjon mellom forholdstallene. Det ble funnet større andel *Pratylenchus* spp. i de morfologisk analyserte prøvene. Mens det molekylært ikke var så stor forskjell på forsinket og overgang, var det i den morfologiske analysen betydelig høyere andel på forsinket.

Lysmyra (prøve 14-16) hadde overordnet sett størst andel *Pratylenchus* spp. av de tre skiftene i metastrekkodingen. Her var det små variasjoner mellom andelen *Pratylenchus* spp. i metastrekkodingen og i den morfologiske analysen.

På Beita (prøve 17-19) ble det funnet større andel *Pratylenchus* spp. i prøvene i metastrekkodingen enn i den morfologiske analysen. Ratioen var mellom 0,2 og 0,3 i den morfologiske analysen til 1 i metastrekkodingen.

**Tabell 8** Relativ andel *Pratylenchus* spp. i prøvene tatt i juni 2021 som analysert morfologisk og andel *Pratylenchus* spp. i prøvene tatt i juni 2021 analysert i metastrekkodingen. Den relative andelen fra de molekylære prøvene er gjennomsnittet av fire prøver. Differansen viser Morfologisk minus Molekylær.

Prøve	Skifte	Vekst	Morfologisk	Molekylær	Differanse	Ratio
11	Trollmyra	Forsinket	0,45	0,06	0,39	7,9:1
12	Trollmyra	Overgang	0,17	0,07	0,10	2,5:1
13	Trollmyra	Bra	0,16	0,02	0,14	8,2:1
14	Lysmyra	Forsinket	0,17	0,26	-0,09	0,7:1
15	Lysmyra	Overgang	0,15	0,20	-0,05	0,8:1
16	Lysmyra	Bra	0,19	0,19	0,00	1,0:1
17	Beita	Forsinket	0,01	0,04	-0,03	0,3:1
18	Beita	Overgang	0,01	0,03	-0,02	0,2:1
19	Beita	Bra	0,01	0,03	-0,02	0,3:1

### 3.4 Jordkjemiske analyser

Jordprøveanalysene av jordprøvene tatt i 2021 viser blant annet at alle skiftene ligger på sandjord med relativt lavt moldinnhold (Tabell 9). På Beita og Trollmyra var det variasjon i moldinnhold, med høyest moldinnhold der det var god vekst. Variasjonen var størst på Trollmyra. pH lå rundt 5 på Beita og Lysmyra. På Trollmyra var pH 5,0 der det var god vekst, og 5,6 – 5,8 der det var dårlig vekst og i overgangen. Kaliumreservene (syreløselig kalium) var lav til middels. Reservene regnes som lave dersom verdiene er 30 mg eller lavere per 100g lufttørket jord. Kalsium lavere enn 80 mg/100g lufttørket jord i kombinasjon med lav pH kan tyde på et kalkingsbehov. Dette gjaldt for alle skiftene. På Beita og Trollmyra var det høyere kalsiuminnhold i jordprøvene fra områdene med god vekst enn i jordprøvene fra områdene med dårlig vekst og i overgangen. Natrium regnes ikke som et plantenæringsstoff, men høye verdier kan tyde på høyt saltinnhold i jorda, noe som kan være skadelig for en salt- og klorømfintlig vekst som potet (Aasen, 1997). Fullstendig forklaring på jordarter og næringsklasser finnes i Vedlegg 1.

**Tabell 9** Resultat fra kjemisk jordanalyse av jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård 2021.

Jordkjemisk egenskap	Enhet	Skifte								
		Lysmyra			Beita			Trollmyra		
		God vekst	Overgang	Dårlig vekst	God vekst	Overgang	Dårlig vekst	God vekst	Overgang	Dårlig vekst
Volumvekt	kg/L lufttørket	1,4	1,3	1,5	1,3	1,4	1,5	1,1	1,5	1,6
Jordart		2 <sup>2</sup>	3 <sup>3</sup>	3	3	2	2	2	2	2
Leirklasse		1 <sup>4</sup>	1	1	1	1	1	1	1	1
Mold	% TS	3,5	3,8	2,5	6,1	4,1	2,5	14,4	4,4	3,6
Moldklasse		2 <sup>5</sup>	2	1 <sup>6</sup>	3 <sup>7</sup>	2	1	4	2	2
pH		5,0	4,9	5,1	5,0	5,1	5,0	5,0	5,8	5,6
P-AL	mg/100g lufttørket	21	21	17	12	13	11	17	7	8
P-klasse		D <sup>8</sup>	D	D	C2 <sup>9</sup>	C2	C2	D	B <sup>10</sup>	C1 <sup>11</sup>
K-AL	mg/100g lufttørket	14	12	19	22	25	18	21	11	8
K-klasse		2 <sup>12</sup>	2	3 <sup>13</sup>	3	3	3	3	2	2
Mg-AL	mg/100g lufttørket	6	7	6	11	7	6	19	9	8
Ca-AL	mg/100g lufttørket	28	28	23	50	30	24	75	47	39
Na-AL	mg/100g lufttørket	3	<2	2	5	2	<2	5	6	7
Glødetap	% TS	3,5	3,8	2,5	6,1	4,1	2,5	14,4	4,4	3,6
Syreløselig kalium	mg/100g lufttørket	20	23	31	33	29	19	30	17	12

<sup>2</sup> Mellomsand

<sup>3</sup> Finsand

<sup>4</sup> <5%

<sup>5</sup> Moldholdig (3 – 4,4%)

<sup>6</sup> Moldfattig (0 – 2,9%)

<sup>7</sup> Moldholdig (4,5 – 12,4%)

<sup>8</sup> Meget høyt

<sup>9</sup> Høyt

<sup>10</sup> Middels

<sup>11</sup> Moderat høyt

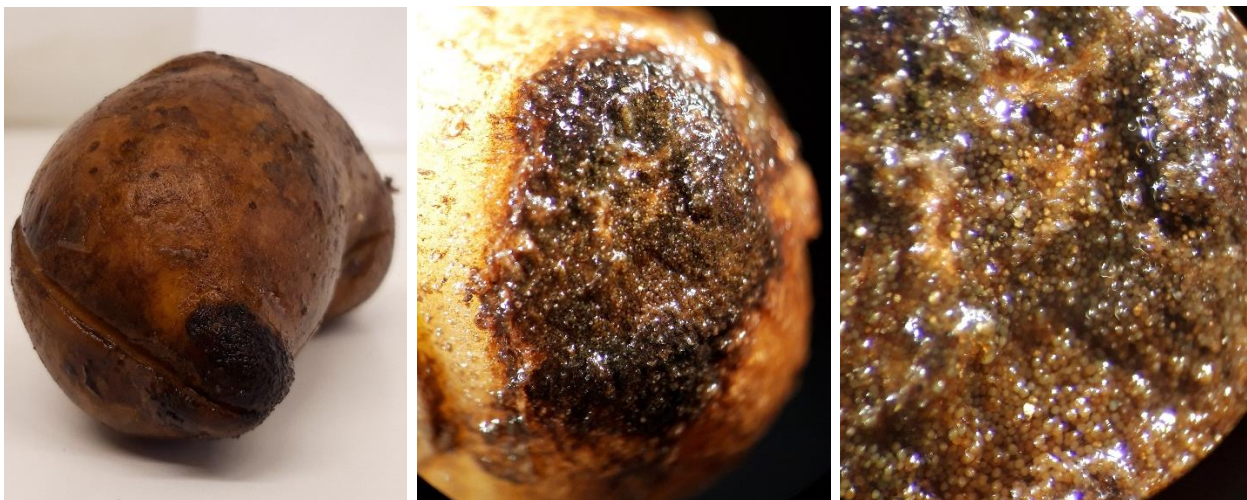
<sup>12</sup> Middels/optimalt

<sup>13</sup> Godt

## 4 Diskusjon

### 4.1 Metastrekkoding

Noen av resultatene fra DNA-metastrekkodingen var som forventet. Av plantepatogene bakterier var *Streptomyces* spp. den vanligste slekten. Flatskurv, som forårsakes av *Streptomyces*-bakterier, er en kjent utfordring på Engeløya. Av sopp ble slektene *Rhizoctonia* spp. og *Phoma* spp. funnet. Også disse er kjente skadegjørere på Engeløya. *S. subterranea* ble derimot ikke funnet i metastrekkodingen, men vorteskurv ble funnet på poteter fra Lysmyra i 2021, og har vært en utfordring i tidligere år også (Figur 33). En mulig forklaring på at *S. subterranea* kan være hvordan smitten er distribuert i jorda. En studie av Nærstad et al. (2010) viste at det var lav sammenheng mellom smitte i jorda og alvorlighetsgrad av angrep, og at smitten ikke nødvendigvis er jevnt fordelt i jorda. Dersom forholdene ligger til rette, kan selv små mengder inokulum gi store angrep av vorteskurv i løpet av vekstsesongen. For vorteskurv var det en viss sammenheng mellom smitte i settepoteten og smitte i jorda (Nærstad et al., 2010). *S. subterranea* er en obligat biotrof, som betyr at den trenger en levende vert for å overleve. Dersom jordprøver hadde blitt tatt fra jorda som ligger like ved knollene, kan det hende at resultatene hadde sett annerledes ut. *S. subterranea* overlever i jorda gjennom hvilesporer. Disse kan overleve i jorda i mange år, og har tykke vegger som beskytter sporene. En forklaring på at det ikke ble funnet *S. subterranea* i prøvene kan være at eventuelle hvilesporer ikke ble ødelagt under DNA-isoleringen, og at DNAet derfor ikke var tilgjengelig for amplifisering og sekvensering.



**Figur 33** Mandelpotet med vorteskurv fra Lysmyra i 2021.

Også for svartskurv var det ingen korrelasjon mellom sklerotier i jorda og smittede knoller ved høsting (Nærstad et al., 2010). Korrelasjonen mellom smitte på settepoteten og smitte ved høsting var lav. For blæreskurv var smitten i settepotetene viktigst for smitte ved høsting.

ASVer klassifisert som oomycetslekten *Aphanomyces* spp. utgjorde en betydelig andel av oomyceter i prøvene. *Aphanomyces* spp. er en oomycet som kan deles inn i tre hovedgrupper; planteparasitter, parasitter på akvatiske dyr og saprofytter (Becking et al., 2021). Disse skiller seg genetisk fra hverandre (Diéguez-Uribeondo et al., 2009). Planteparasittære arter av *Aphanomyces* spp. kan angripe en rekke planter i slektene Chenopodiaceae, Fabaceae, Poaceae Brassicaceae og Solanaceae. Planteparasittære *Aphanomyces*-arter angriper underjordiske deler av planten og kan gi dårlig spiring og rotråte (Horst, 2013). *Aphanomyces*-rotråte krever høy jordfuktighet for initiering og spredning (Papavizas, 1974). Oosporer kan overleve i jorda i minst 10 år (Becking et al., 2021).

Arten *A. cladogamus* har et bredere vertsspektrum enn andre planteparasittære *Aphanomyces*-arter, og kan angripe planter i familiene Chenopodiaceae, Fabaceae, Poaceae og Solanaceae (Diéguez-Uribeondo et al., 2009). Andre planteparasittære arter, som *A. euteiches*, kan gjøre skade i blant annet erter, bønner og kløver (Diéguez-Uribeondo et al., 2009). Studier viser tendenser til vertsspesialisering innad i artene, og hvilke patotyper som er til stede i en åker ser ut til å påvirkes av vekstskifte (Malvick et al., 2009). *A. euteiches* kan inngå i sykdomskompleks med *Fusarium* spp., *R. solani* og *Pythium* spp. i erteblomstfamilien, mens *A. cochlioides* kan inngå i sykdomskompleks med *Fusarium* spp. og *R. solani* i betor (Becking et al., 2021). Jeg har ikke funnet publiserte studier som har rapportert at *Aphanomyces* spp. gir sykdom i potet. Men noen arter, inkludert *A. cladugamus*, kan gi sykdom i tomat som er en slektning av potet (Diéguez-Uribeondo et al., 2009).

I BLAST-søk med de vanligste ASVene som hadde sekvens lik *Aphanomyces* spp. i det analyserte ITS-området ble det både funnet sekvenser som ligner *A. astaci* (ASV8), som gir krepsepest, og sekvenser som var lik *A. cladogamus* (ASV9), som kan gi sykdom i planter, i det begrensede ITS-området som ble sekvensert. Det kan tyde på at både planteparasittære arter og arter som parasitterer kreps og fisk er til stede.

*Globisporangium* spp. (tidligere *Pythium* spp.) vokser i vann og jord som saprofytt, men kan, under gode forhold, bli opportunistisk parasitt på planter. Da kan den gi dårlig spiring, manglende spiring

og rotråte (Webster, 1980). Ved høy jordfuktighet og stor tetthet av frøplanter/vertsplanter øker risikoen for angrep av opportunistisk *Globisporangium* spp. Fordi *Globisporangium* spp. kan overleve som saprofytt i jorda er det vanskelig å bekjempe den (Webster, 1980). *Globisporangium* spp. er en svak konkurrent mot andre sopper og oomyceter (Webster, 1980).

ASV126 i PCR-produkter fra OITS-primer var den eneste ASVen som var signifikant ulik mellom vekstområder i prøvene. Den var vanligere i prøvene tatt i deler av åkrene med dårlig vekst. Sekvensen er lik *Globisporangium irregulare* (tidligere *Pythium irregulare*) i det begrensede ITS-området som ble sekvensert. *G. irregulare* kan gi dårlig spiring og rotråte hos over 200 vertsplanter (Spencer, 2004). Det er ikke rapportert om at den kan gi sykdom i potet, men det er beskrevet at den kan gjøre skade i blant annet tomat og eggplante, som er slektninger av potet. *G. irregulare* gir typisk rotråte og dårlig spiring i vertsplantene.

Sammenhengen mellom *Streptomyces* spp. og pH var statistisk signifikant. *Streptomyces* spp. var vanligere i prøver med høyere pH. Tidligere trodde man at *Streptomyces* spp. trives bedre ved høyere pH, og at høyere pH gir mer flatskurv (Bjor & Roer, 2003; Sundheim, 1983), men nyere studier viser at noen *Streptomyces*-arter trives ved lavere pH (Dees & Wanner, 2012). *Streptomyces* spp. utgjorde mindre enn 1 % av bakeriene i prøvene, men flatskurv er en utfordring for Fonn-Holand gård. I studien av Nærstad et al. (2010) ble det ikke funnet noen sammenheng mellom smitte i jorda og flatskurv i poteten ved høsting.

*Pratylenchus* spp. var den vanligste planteparasittære nematoden som ble funnet i jordprøvene. Variasjonen i antall og andel *Pratylenchus* spp. i prøvene var størst mellom åkrene, og ikke så stor innad i åkrene. Det var en negativ korrelasjon mellom abundansen av *Pratylenchus* spp. og pH, noe som passer med den forskningen som er gjort på dette (Kimpinski & Willis, 1978, 1981), men vi kan ikke si om det er pH som er årsaken. Sammenhengen var ikke statistisk signifikant. På Beita og Lysmyra var pH rundt 5 over hele skiftet, mens pH på Trollmyra varierte fra 5 i prøven tatt der det var god vekst og 5,6 – 5,8 i prøvene fra overgangen og der det var forsinket vekst. Andelen *Pratylenchus* spp. var lavere på Trollmyra enn på de andre skiftene. Det er ikke mulig å si om det var høyere pH på Trollmyra som førte til at det var lavere andel *Pratylenchus* spp. der, eller om det var andre årsaker.

Forekomst av *Paratrachodoros* spp. så ut til å kunne ha en sammenheng med vekst, selv om denne sammenhengen ikke var statistisk signifikant. PCR-produkt fra Sven-primere og Trich-primere ble

analysert sammen, men ulike primere gjør at abundansen av *Paratrichodorus* spp. ikke er sammenlignbar med abundansen av de andre nematodene i prøvene. Abundansen av *Paratrichodorus* spp. kan sammenlignes mellom prøvene. Selv om *Paratrichodorus* spp. kan gjøre skade på plantene når de spiser på røttene, er den viktigste skaden som vektor for rattelvirus. Virus ble ikke undersøkt i denne studien, men analyse fra 2019 viste mopptoppvirus og ikke rattelvirus i Von Gogh med rust.

PCR-produkter fra ITS1-primere hadde veldig få sekvenser, og ble derfor ikke tatt med videre i analysen. Både ITS1-primere og ITS2-primere ble brukt i studien fordi de har litt ulik spesifitet (Agler et al., 2016). I tillegg kan de brukes for å kontrollere hverandre, noe som kan gi et bedre bilde av soppopulasjonen i prøvene.

## 4.2 Nematodetelling

I prøvene fra juni 2020 ble det generelt funnet få planteparasittære nematoder. Perioden før prøvene ble tatt var preget av varmt og tørt vær. Det ble funnet noen *Pratylenchus* spp., hvorav flesteparten på Lysmyra, samt en nematode i slekten *Trichodorus* spp., en *Helicotylenchus* spp. (spiralnematode) og noen få *Tylenchorhynchus* spp. Disse ble ikke artsbestemt. Det har blitt utviklet skadeterskler for en del planteparasittære nematoder, men det er liten sikkerhet rundt disse. Hvorvidt det blir skade eller ikke ser ut til å bli påvirket av en rekke faktorer som hvilke(n) kulturplante som dyrkes, jordforhold, vær og andre sykdomsfremkallende organismer. Der man noen steder finner store skader ved skadeterskel har man andre steder funnet mye større antall nematoder tilsynelatende uten noe særlig skade (Magnusson, 2020). For *P. penetrans* har det, gjennom feltobservasjoner, blitt estimert at skadeterskelen i potet ligger rundt 110 individer per 250 mL jord (Magnusson, 2020). Det er usikkert om *P. crenatus* gjør skade i potet. Det er det ikke definert noen skadeterskel i potet, men dersom *P. crenatus* gjør skade i potet kan skadeterskelen antas å være høyere enn for *P. penetrans*. *P. penetrans* har tidligere blitt funnet nord til Bodø (Holgado, 2017), men ble ikke funnet i denne studien. Engeløya ligger rundt 80 km nord for Bodø i luftlinje.

Prøvene i 2021 ble tatt ut i en fuktig periode. Her ble det funnet en del mer planteparasittære nematoder enn i 2020. Nematoder lever i jordvannet, og variasjonen i vær kan ha påvirket populasjonen. I det tørre året 2020 kan det hende at nematodene var lengre ned i jordsjiktet på

grunn av mangelen på vann i potetdrillen, slik at de ikke ble nådd med jordprøvespydet (22 cm) som ble brukt. Alternativt kan populasjonen ha delvis tørket ut. Den vanligste slekten var også i 2021 *Pratylenchus* spp., og den ble artsbestemt basert på morfologi til *P. crenatus*. I tillegg ble det funnet *Tylenchus* spp. og *Tylenchorhynchus* spp. De nematodene som ikke er planteparasittære inkluderer rovnematoder, bakteriespisende nematoder, soppspisende nematoder og omnivorer. Nematoder kan være gode bioindikatorer for hvordan det står til med jordhelsa (Ferris et al., 2012). En variert sammensetning av nematodepopulasjonen, med en stor andel og variasjon av rovnematoder, bakteriespisende nematoder og soppspisende nematoder er positivt for jordhelsa og for vekstforholdene til kulturplanten, og kan bidra til å holde planteskadegjørere i sjakk (Atandi et al., 2022). Bakteriespisende nematoder bidrar også til å øke innholdet av plantetilgjengelig nitrogen i jorda, og bakteriespisende nematoder og soppspisende nematoder stimulerer nedbrytingen av organisk materiale (Magnusson, 2020). Samtidig har det vært fokusert lite på disse gruppene av nematoder i forskninga, selv om de ofte opptrer i høyere tetthet enn planteparasittære nematoder (Atandi et al., 2022). Det totale antallet nematoder ble telt i prøvene fra 2021 og fra oktober 2020. Bakteriespisende nematoder, soppspisende nematoder og rovnematoder ble ikke nærmere bestemt, og kun planteparasittære nematoder ble studert i nærmere detalj. Trollmyra hadde den høyeste andelen planteparasittære nematoder. I prøven fra område med dårlig vekst var andelen nesten 50%, men i antall var det ganske likt resten. Andelen ble så høy fordi det var færre nematoder totalt sett. Her ble det, i tillegg til *Pratylenchus* spp. og *Tylenchus* spp., funnet *Tylenchorhynchus* spp. De er ikke kjent for å være så veldig patogene. Både i 2021 og oktober 2020 ble det funnet *Tylenchus* spp. med kraftig munnbrodd. Disse er ikke kjent for å gi sykdom på planter, men det står lite om dem i litteraturen.

Resultatene fra nematodetellinga viste store forskjeller i antall planteparasittære nematoder mellom åkrene i 2021, men ikke så store forskjeller innad i skiftene. Beita skilte seg ut ved at det nesten ikke ble funnet planteparasittære nematoder i det hele tatt. Her kan plasseringen i terrenget ha noe å si. Beita ligger i en helling ned mot Trollmyra, mens Trollmyra og Lysmyra er flate. Hellinga kan gi avrenning av vannet, noe som gjør at nematodene renner av eller ikke trives der. Det dårlige vekstområdet lå verken på kulen eller i dumpa på Beita, men i selve hellinga.

Prøvene fra oktober 2020 lå på kjølelager i nesten elleve måneder etter ekstraksjon før de ble telt, fordi laboratoriet var stengt for studenter under deler av koronapandemien. Det var likevel liv i



dem, særlig i prøvene fra Beita. Andelen planteparasittære nematoder var lav. Av planteparasittære nematoder var det mest *Pratylenchus* spp. både på Beita og på Lysmyra, men det ble også funnet *Helicotylenchus* spp. i alle prøvene. Det ble også funnet *Tylenchorhynchus* spp. på Beita der det var god vekst. Det ble også funnet *Tylenchus* spp. med veldig tydelig munnbrodd. Siden prøvene lå lenge på kjølelager før de ble telt, er det ikke sikkert at resultatet er representativt for tilstanden i åkeren ved prøvetidspunkt. Det at det var så få planteparasittære nematoder i disse prøvene kan skyldes at det var få planteparasittære nematoder i jorda, men det kan også være fordi andre nematoder, sånn som råtespisere eller rovnematoder, har klart seg bedre gjennom 11 måneder på kjølelager. Det er derfor vanskelig å vite hva nivået av planteparasittære nematoder i disse prøvene betyr. På en annen side viser funnene av *Pratylenchus* spp., *Tylenchus* spp., *Tylenchorhynchus* spp. og *Helicotylenchus* spp. at disse slektene var til stede i jorda da prøvene ble tatt. Og de kan overleve i vann i 11 måneder. Disse prøvene ble tatt i oktober, like etter høsting etter en periode med mye regn.

Basert på det som finnes i litteraturen av skadeterskler for planteparasittære nematoder i potet (Magnusson, 2020), er det usannsynlig at nematoder alene har forårsaket skadene på Engeløya.

#### 4.3 Sykdomskomplekser

Samspillet mellom *Rhizoctonia* spp. og frittlevende nematoder har blitt undersøkt i flere studier, men disse har gitt varierende resultater. I Danmark fant de, gjennom feltforsøk, en tydelig sammenheng mellom svartskurv og planteparasittære nematoder, særlig *Trichodorus* spp., som gav skrappt avgrensede områder i åkeren med forsinket og dårlig spiring, avlingstap og dårlig kvalitet (Klemmensen, 2007; Pedersen & Klemmensen, 2008). Også i Sverige har rådgivere observert at det i felt med svartskurv og forsinket spiring var høy forekomst av *Pratylenchus* spp. og *Trichodorus* spp. (Björnsell et al., 2017). Björnsell et al. (2017) fant en sammenheng mellom *Trichodorus* spp. og alvorlighetsgraden av svartskurvangrep, men ingen sammenheng mellom svartskurv og *Pratylenchus* spp. Viketoft et al. (2020) fant ingen synergistisk effekt ved kombinert angrep av svartskurv og *Pratylenchus* spp. i kontrollerte veksthusforsøk. Når begge artene var til stede ble det ikke større skader enn det en ville forvente dersom man la sammen skaden hver av dem kunne forårsake. Hvor tidlig nematoden kan kolonisere potetplanten påvirker alvorlighetsgraden av angrepet. Viketoft et al. (2020) så også at nematodeangrep gav mindre skurv

på knollene, noe de tror kan komme av at nematodene aktiverer potetens forsvarsmekanismer (Edin et al., 2019). Back et al. (2002) skriver at slektene *Globodera* spp., *Heterodera* spp., *Meloidogyne* spp., *Rotylenchulus* spp. og *Pratylenchus* spp. er de som oftest blir funnet i sykdomskomplekser med sopp. Disse slektene danner typisk sykdomskomplekser med *Fusarium* spp. og *Verticillium* spp., samt sopper/oomyceter som kan gi rotråte, som *Pythium* spp., *Phytophthora* spp. og *Rhizoctonia* spp. I potet er sykdomskomplekser mellom planteparasittære nematoder og *Verticillium* spp. eller *Rhizoctonia* spp. mest kjent (Back et al., 2002; Bjørsell et al., 2017; Edin et al., 2019; Viketoft et al., 2020). I sykdomskomplekser kan selv små mengder av skadegjørerne gi betydelige skader, og å redusere den ene skadegjøreren gir ikke nødvendigvis noen forbedring eller løsning på problemet (Back et al., 2002).

På Trollmyra ble det i metastrekkodingen funnet *Rhizoctonia* spp. der det var forsinket vekst og i overgangen, men ikke der det var god vekst. Der ble også funnet en del planteparasittære nematoder i nematodetellinga, over hele Trollmyra, hvorav *Pratylenchus* spp. utgjorde godt over halvparten. I metastrekkodingen ble det også funnet noe *Pratylenchus* spp., men ikke like mye som på Lysmyra. Settepoteten ble beisa med Maxim (Syngenta) mot svartskurv før lysgroing. Beising av settepoteten beskytter poteten mot svartskurvangrep, og gir dårligere forhold for svartskurvsoppen, og kan ha påvirket andelen *Rhizoctonia* spp. som ble funnet i prøvene. *Rhizoctonia* spp. ble funnet i prøvene tatt i området med dårlig vekst og i overgangen på Trollmyra i 2021. De samme prøvene skilte seg mest ut i den jordkjemiske analysen. Her var det høyere pH (5,6 og 5,8) enn i de resterende prøvene (4,9 – 5,1), og moldinnholdet var noe høyere i prøven fra området med dårlig vekst.

For å unngå oppformering av skadegjørere i jorda, anbefales det for potet et vekstskifte på fire år. Det anbefales også å bytte ut minst 20% av settepoteten hvert år. Hos Fonn-Holand gård ble det tidligere kun brukt egen settepotet, noe som kan ha bidratt til å oppformere problematiske skadegjørere over tid. Vekstskifte er, for de undersøkte skiftene, kortere enn de anbefalte fire år. Samtidig var det ikke overveldende mengder av noen av skadegjørerne undersøkt i denne studien.

#### 4.4 Sammenligning mellom gamle og nye metoder

Sammenligningen mellom tradisjonelle (morfologiske) og nyere (molekylære) metoder for å analysere andelen *Pratylenchus* spp. i jordprøvene viste at sammenhengen mellom metodene

varierte. Resultatene grupperte seg etter skifte. På Trollmyra ble det funnet opp til åtte ganger så stor andel *Pratylenchus* spp. i morfologisk analyse sammenlignet med metastrekkodingen. Resultatene fra Lysmyra stemte bedre overens, og det var små variasjoner mellom metodene i andel *Pratylenchus* spp. På beita ble det funnet tre til fire ganger så høy andel *Pratylenchus* spp. med metastrekkoding sammenlignet med morfologisk analyse.

Den tradisjonelle måten å undersøke nematoder i jordprøver på, hvor man ekstraherer nematoder basert på oppdrift/vekt og størrelse og deretter teller de basert på morfologiske kjennetegn, har noen utfordringer. Dersom populasjonstettheten er lavere enn 1 nematode per kg jord er det vanskelig å oppdage den i praksis (Ritz & Trudgill, 1999). Det tilsvarer om lag 3 millioner individer per hektar eller 300 000 individer per dekar (Ritz & Trudgill, 1999). Selv om variasjonen i nematodepopulasjonen ofte er veldig stor, gjerne over 60 ulike arter, gjenspeiles dette som regel ikke i undersøkelser (Ritz & Trudgill, 1999). Identifisering krever et svært kompetent personell, og ofte ser man kun etter kjente skadegjørere. De øvrige nematodene blir som regel ikke identifisert, da dette er svært tidkrevende og krever mye erfaring. I tillegg er ekstraksjonsmetodene tilpasset ekstraksjon av nematoder i en bestemt størrelsesorden (Hallman & Viaene, 2013). De fleste jordboende nematoder faller innenfor denne størrelsesordenen, men det finnes unntak.

Gjennom DNA-metastrekkoding kan man få god innsikt i hvilke arter og slekter som er til stede i en jordprøve, og man kan oppdage arter som ikke er enkle å oppdage med morfologiske metoder. resultatet sier ikke noe/så mye om hvor mye det er av organismen i jorda, men gir kun et forholdstall mellom slekter og arter som er til stede i prøven. I tillegg kan prøvene gi et skjevt bilde dersom primerne som brukes ikke har lik affinitet til DNA fra ulike arter eller slekter. Sekvenseringen er ikke feilfri, og resultatet må sammenlignes med kjente databaser. Både sekvensene og databasene kan inneholde unøyaktigheter, og det kan derfor være vanskelig eller usikkert å bestemme artsnivå basert på dette. Resultatet sier noe om hva som er til stede i jorda, men det er vanskelig å si noe om interaksjon mellom arter eller hvorvidt en påvist organisme gjør skade i åkeren. Det gjelder også for tradisjonelle metoder.

Sammenhengen mellom resultatene fra metastrekkoding og morfologisk telling varierte. På Beita var det større andel *Pratylenchus* spp. i de molekylære prøvene enn i de morfologiske, mens det på Trollmyra var størst andel i de morfologiske prøvene. Variasjonen innad i skiftene samsvarte stort sett mellom de to metodene, med ett tydelig unntak. På Trollmyra hadde prøven fra området

med dårlig vekst mer enn dobbelt så stor andel *Pratylenchus* spp. som prøvene fra området med god vekst og i overgangen, mens andelen *Pratylenchus* spp. i denne prøven fra metastrekkodingen var rundt samme nivå som prøvene fra Trollmyra tatt i området med god vekst og i overgangen.

## 5 Konklusjon

Det ble ikke funnet én spesifikk årsak til spiringsproblemene på Fonn-Holand gård i denne studien. Som mistenkt, er årsaken sammensatt. Noen mulige skadegjørere har blitt trukket fram som mulige årsaker til spiringsproblemene. *Rhizoctonia* spp. kan gi forsinket spiring, og det har i tidligere studier blitt vist at *Rhizoctonia* spp. sammen med frittlevende nematoder kan gi områder med dårlig spiring i åkeren. Både *Rhizoctonia* spp. og nematodeslektene *Pratylenchus* spp. og *Paratrichodorus* spp., som kan inngå i et slikt sykdomskompleks, ble funnet i denne studien. Oomycetslekten *Aphanomyces* spp. var vanlig i alle prøvene, og arter som kan gi dårlig spiring og rotråte i planter. Også *G. irregulare*, som var vanligere i områder av skiftene med dårlig vekst, kan gi dårlig spiring og rotråte i en rekke vertsplanter. Verken *Aphanomyces* spp. eller *G. irregulare* har det blitt rapportert om at kan gi sykdom i potet. Jordanalysene viste variasjon i pH og moldinnhold på Trollmyra, men ellers liten variasjon innad i skiftene.

Metastrekkoding gir mye informasjon om hvilke mikroorganismer som finnes i en prøve og populasjonssammensetningen. Når en skade eller et problem skal diagnostiseres, er det ikke sikkert at årsaken kan behandles. Frittlevende nematoder med et bredt vertsspekter kan det for eksempel være vanskelig å gjøre noe med. Det finnes ingen godkjente nematicider i Norge, og nematoder med et bredt vertsspekter er vanskelig å bli kvitt ved vekstskifte. Likevel er det nyttig å vite hva som er (mulig) årsak til en skade for å unngå å gjøre tiltak som ikke virker. Dersom årsaken til næringsmangelsymptomer er nematoder, er det ikke sikkert at det nytter å øke gjødslingsnivået. Vet man hva som er årsaken, kan man unngå å overgjødsle, og med det spare penger og redusere avrenning av næringsstoffer i miljøet. Farlige skadegjørere kan, med molekylære metoder, oppdages på et tidlig tidspunkt, før de rekker å gjøre stor skade. Kunnskap om hvilke mulige skadegjørere som finnes i jorda kan også bidra til å begrense spredning av disse skadegjørerne. I et større perspektiv kan slik kunnskap bidra til å oppdage planteskadegjørere vi per dags dato ikke kjenner til.

På grunn av Covid19 var tilgangen på laboratoriet begrenset i deler av arbeidsperioden, og laboratoriearbeidet måtte derfor utsettes i en periode. Derfor var det ikke tid til å se nærmere på de interessante organismene fra metastrekkodingen. Hadde det vært mer tid, burde interessante arter og slekter, som *P. irregulare* og *Aphanomyces* spp., blitt isolert og det kunne blitt kjørt i smitteforsøk. Da kunne det blitt sagt noe mer om patogeniteten til disse artene, og man kunne

undersøkt om de gjør skade potet. I tillegg kunne det blitt kjørt qPCR på *S. subterranea*, da denne ikke ble funnet i prøvene i metastrekkodingen. *S. subterranea* er ikke kjent for å gi dårlig spiring, men det ville vært interessant å se om det var noen forskjeller innad i skiftene i mengde. Videre kunne det også vært interessant å kjøre qPCR for andre kjente skadegjørere, som *Rhizoctonia* spp. og *Streptomyces* spp. Disse var til stede i prøvene, men andelen var liten, så det var vanskelig å si noe mer detaljert som dem. Med en qPCR kunne man fått et tydeligere bilde på variasjonen innad i skiftene.

Årsaken(e) til forsinket spiring og redusert avling og kvalitet ble ikke avdekket i denne studien. Resultatene viser flere korrelasjoner som det kan være interessant å gjøre videre studier på. Da kan interessante organismer isoleres og studeres de i kultur, og smitteforsøk kan gjennomføres.

## Litteratur

- Agler, M. T., Ruhe, J., Kroll, S., Morhenn, C., Kim, S.-T., Weigel, D. & Kemen, E. M. (2016). Microbial Hub Taxa Link Host and Abiotic Factors to Plant Microbiome Variation. *PLoS biology*, 14(1).
- Agrios, G. N. (2005). *Plant Pathology* (5. utg.). Elsevier Academic Press.
- Atandi, J. G., Adamtey, N., Kiriga, A. W., Karanja, E. N., Musyoka, M. W., Matheri, F. M., Tanga, C. M., Coyne, D. L., Fiaboe, K. K., Bautze, D. & Haukeland, S. (2022). Organic Maize and Bean Farming Enhances Free-Living Nematode Dynamics in Sub-Saharan Africa. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 327, 107846.
- Back, M., Haydock, P. & Jenkinson, P. (2002). Disease Complexes Involving Plant Parasitic Nematodes and Soilborne Pathogens. *Plant pathology*, 51(6), 683-697.
- Becking, T., Kiselev, A., Rossi, V., Street-Jones, D., Grandjean, F. & Gaulin, E. (2021). Pathogenicity of Animal and Plant Parasitic *Aphanomyces spp* and Their Economic Impact on Aquaculture and Agriculture. *Fungal Biology Reviews*.
- Bingefors, S., Lindhardt, K. & Støen, M. (1971). Nematoder på växter. *LT: s förlag, Centraltryckeriet Borås*.
- Bjor, T. & Roer, L. (2003). *Potet*. Institutt for plante- og miljøvitenskap, NLH.
- Björzell, P., Edin, E. & Viketoft, M. (2017). Interactions Between Some Plant-Parasitic Nematodes and *Rhizoctonia solani* in Potato Fields. *Applied Soil Ecology*, 113, 151-154. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2017.02.010>
- Blystad, D.-R., Kvarnheden, A. & Valkonen, J. (2020). Plant Viruses. I Tronsmo et al. (Red.), *Plant Pathology and Plant Diseases* (s. 109-133). CABI.
- Blystad, D.-R. & Munthe, T. (2017). Rattelvirus. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 10.03.2021 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1493/>
- Callahan, B. J., McMurdie, P. J., Rosen, M. J., Han, A. W., Johnson, A. J. A. & Holmes, S. P. (2016). DADA2: High-Resolution Sample Inference from Illumina Amplicon Data. *Nature methods*, 13(7), 581-583.
- Caporaso, J. G., Ackermann, G., Apprill, A., Bauer, M., Berg-Lyons, D., Betley, J., Fierer, N., Fraser, L., Fuhrman, J. A. & Gilbert, J. A. (2018). EMP 16S Illumina Amplicon Protocol. I. Earth Microbiome Project.

- Castillo, P. & Vovlas, N. (2007). *Pratylenchus (Nematoda: Pratylenchidae): Diagnosis, Biology, Pathogenicity and Management*. Brill.
- Dees, M. W. (2013). *Studies of Streptomyces Species Isolated from Potatoes in Norway: Identification and Biology* [Norwegian University of Life Sciences, Bioforsk Norwegian Institute for Agricultural and Environmental Research]. Ås.
- Dees, M. W. & Wanner, L. A. (2012). In Search of Better Management of Potato Common Scab. *Potato research*, 55(3), 249-268.
- Diéguez-Uribeondo, J., García, M. A., Cerenius, L., Kozubíková, E., Ballesteros, I., Windels, C., Weiland, J., Kator, H., Söderhäll, K. & Martín, M. P. (2009). Phylogenetic Relationships Among Plant and Animal Parasites, and Saprotophs in *Aphanomyces* (Oomycetes). *Fungal Genetics and Biology*, 46(5), 365-376.
- Edin, E., Gulsher, M., Andersson Franko, M., Englund, J.-E., Flöhr, A., Kardell, J. & Viketoft, M. (2019). Temporal Interactions Between Root-Lesion Nematodes and the Fungus *Rhizoctonia solani* Lead to Reduced Potato Yield. *Agronomy*, 9(7), 361.
- Eikemo, H. (2021). Rapport–OK-program potetkreft 2020. *NIBIO Rapport*.
- El Bakali, A. M. & Martín, M. P. (2006). Black Scurf of Potato. *Mycologist*, 20(4), 130-132.
- EPPO. (2021). EPPO Global Database (available online). I. <https://gd.eppo.int>
- Ferraz, L. C. C. B. & Brown, D. J. F. (2002). *An Introduction to Nematodes: Plant Nematology*. Pensoft Publishers.
- Ferris, H., Griffiths, B. S., Porazinska, D. L., Powers, T. O., Wang, K.-H. & Tenuta, M. (2012). Reflections on Plant and Soil Nematode Ecology: Past, Present and Future. *Journal of Nematology*, 44(2), 115.
- Fitzpatrick, C. R., Lu-Irving, P., Copeland, J., Guttman, D. S., Wang, P. W., Baltrus, D. A., Dlugosch, K. M. & Johnson, M. T. J. (2018). Chloroplast Sequence Variation and the Efficacy of Peptide Nucleic Acids for Blocking Host Amplification in Plant Microbiome Studies. *Microbiome*, 6(1), 144. <https://doi.org/10.1186/s40168-018-0534-0>
- Graminor. *Mandel*. Graminor. Hentet 22.04.2022 fra <https://graminor.no/sort/mandel/>
- Hafez, S. L., Palanisamy, S. & MacGuidwin, A. E. (2020). Nematode Management. I J. C. Stark, M. Thornton & P. Nolte (Red.), *Potato Production Systems* (s. 259-282). Springer International Publishing. [https://doi.org/10.1007/978-3-030-39157-7\\_10](https://doi.org/10.1007/978-3-030-39157-7_10)



- Hallman, J. & Viaene, N. (2013). PM 7/119 (1) Nematode Extraction. *EPPO Bulletin*, 43(3), 471-495.
- Harrison, J., Searle, R. & Williams, N. (1997). Powdery Scab Disease of Potato - a Review. *Plant pathology*, 46(1), 1-25.
- Hermansen, A. (2013a). Blæreskurv. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 08.05.2022 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1159/>
- Hermansen, A. (2013b). Fomaråte. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 03.02.2022 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1155/>
- Hermansen, A. (2013c). Fusariumråte i potet. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 03.02.2022 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1157/>
- Hermansen, A. & Nærstad, R. (2013). Tørrfleksjuke. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 12.03.2021 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1307/>
- Hermansen, A., Sundheim, L. & Toppe, B. (2013). Pythiumråte. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 08.05.2022 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1160/>
- Hermansen, A. & Aamlid, D. (2019). *Kunnskapsnotat PLANTEHELSE* (5/147/2019). NIBIO.
- Hide, G. A. & Ibrahim, L. (1994). Infection of Potato Stem Bases, Stolons and Tubers by *Polyscytalum pustulans* (Owen and Wakef.) Ellis and Development of Sclerotia. *Potato research*, 37(1), 35-42.
- Holgado, R. (2017). Rotsårnematoder. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 09.03.2021 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1212/>
- Holgado, R. & Magnusson, C. (2012). Nematodes as a Limiting Factor in Potato Production in Scandinavia. *Potato research*, 55(3), 269-278.
- Holgado, R., Magnusson, C., Rasmussen, I. & Tunby, B. S. (2016). *Kartleggingsprogrammet for potetcystenematoder. (Globodera rostochiensis og G. pallida) i 2015*. NIBIO. <http://hdl.handle.net/11250/2387553>
- Holgado, R., Magnusson, C., Rasmussen, I. & Tunby, B. S. (2017). *Kartleggingsprogrammet for potetcystenematoder. (Globodera rostochiensis og G. pallida) i 2016*. NIBIO. <http://hdl.handle.net/11250/2435335>
- Holgado, R. & Rasmussen, I. (2020). *Rapport OK-program: Skadegjørere i potet - 2019 Meloidogyne chitwoodi og Meloidogyne fallax*. NIBIO.

- Holgado, R., Skau, K. O. & Magnusson, C. (2009). Field Damage in Potato by Lesion Nematode *Pratylenchus penetrans*, its Association With Tuber Symptoms and its Survival in Storage. *Nematologia Mediterranea*, 37(1), 25-29.
- Holterman, M., van der Wurff, A., van den Elsen, S., van Megen, H., Bongers, T., Holovachov, O., Bakker, J. & Helder, J. (2006). Phylum-Wide Analysis of SSU rDNA Reveals Deep Phylogenetic Relationships Among Nematodes and Accelerated Evolution Toward Crown Clades. *Mol Biol Evol*, 23(9), 1792-1800. <https://doi.org/10.1093/molbev/msl044>
- Horst, R. K. (2013). *Westcott's Plant Disease Handbook* (8th ed. 2013. utg.). Springer Netherlands : Imprint: Springer.
- Irshad, G. & Naz, M. F. A. F. (2014). Important Fungal Diseases of Potato and their Management – a Brief Review. *Mycopath*, 11(1).
- ISO. (2021). ISO 10390. I Soil, treated biowaste and sludge – Determination of pH. ISO.
- Jatala, P. (1986). *Plant Parasitic Nematodes of Potatoes. Technical information bulletin 8* (2. utg.). International Potato Center.
- Kimpinski, J. & Willis, C. (1978). Effect of Soil Temperature and pH on *Pratylenchus penetrans* and *P. crenatus*. *Journal of Nematology*, 10(4).
- Kimpinski, J. & Willis, C. (1981). Influence of Soil Temperature and pH on *Pratylenchus penetrans* and *P. crenatus* in Alfalfa and Timothy. *Journal of Nematology*, 13(3), 333.
- Klemmensen, P. (2007). *Undersøgelse af forekomst af fritlevende nematoder og muligheder for reduktion af angreb. Statusrapport februar 2007*. AKV Langholt AmbA.
- Krogstad, T. (1992). *Metoder for jordanalyser* (0803-1304). Institutt for jordfag, NLH.
- Kyrou, N. (1969). *Tylenchorhynchus dubius* (Bütschli, 1873) Filipjev, 1936: an Injurious Root Ectoparasite of Potatoes? *European Potato Journal*, 12(4), 215-218.
- Landbruks- og matdepartementet. (2000). *Forskrift om planter og tiltak mot planteskadegjørere* Landbruks- og matdepartementet.
- Le May, C., Potage, G., Andrivon, D., Tivoli, B. & Outreman, Y. (2009). Plant Disease Complex: Antagonism and Synergism Between Pathogens of the Ascochyta Blight Complex on Pea. *Journal of Phytopathology*, 157(11-12), 715-721.
- Magnusson, C. (2020). Nematodes as Plant Pathogens. I Tronsmo et al. (Red.), *Plant Pathology and Plant Diseases* (s. 132-163). CABI.

- Malvick, D. K., Grünwald, N. J. & Dyer, A. T. (2009). Population Structure, Races, and Host Range of *Aphanomyces euteiches* from Alfalfa Production Fields in the Central USA. *European Journal of Plant Pathology*, 123(2), 171-182.
- Marks, R. J. & Brodie, B. B. (1998). *Potato Cyst Nematodes: Biology, Distribution and Control*. CAB International.
- Martin, M. (2011). Cutadapt Removes Adapter Sequences from High-Throughput Sequencing Reads. *EMBnet. journal*, 17(1), 10-12.
- Munk, L., Collinge, D. B., Djurle, A. & Tronsmo, A. M. (2020). Diagnosis of Plant Diseases. I Tronsmo et al. (Red.), *Plant Pathology and Plant Diseases* (s. 169-181). CABI.
- Munthe, T. & Blystad, D.-R. (2013). Potet mopptoppvirus. I A. Sundbye (Red.), *Plantevernleksikonet*. NIBIO. Hentet 10.03.2021 fra <https://www.plantevernleksikonet.no/l/oppslag/1495/>
- Møllerhagen, P. J. (2011). Dyrkingsveiledning for økologisk potetdyrking. *Bioforsk*.
- Nilsson, I., Rölin, Å. & Schie, A. v. (2012). *Odling Potatis*. Hushållningssällskapet Skaraborg.
- Norton, D. C. (1978). *Ecology of Plant-Parasitic Nematodes*. Wiley.
- Norton, D. C. (1989). Abiotic Soil Factors and Plant-Parasitic Nematode Communities. *Journal of Nematology*, 21(3), 299.
- Nærstad, R., Dees, M. W., Le, V. H., Holgado, R. & Hermansen, A. (2012). Occurrence of Skin Blemish Diseases (Scab and Scurf) in Norwegian Potato Production. *Potato research*, 55(3-4), 225-239.
- Nærstad, R., Hermansen, A., Le, V. H., Lund, G., Skogen, M. & Brurberg, M. B. (2010). Decision Making in Potato Skin Blemish Diseases Control Using Real-Time Diagnostics Methods; Norwegian Results from 2009 and 2010. [PowerPoint-lysbilder]. I.
- Papavizas, G. C. (1974). *Aphanomyces* Species and their Root Diseases in Pea and Sugarbeet: a Review. *Agricultural Research Service, United States Department of Agriculture technical bulletin*, 1485.
- Pedersen, H. & Klemmensen, P. (2008). *Undersøgelse af forekomst af fritlevende nematoder og muligheder for reduktion af angreb. Statusrapport marts 2008*. AKV Langholt AmbA.
- Pedersen, H. & Nielsen, C. (2016). *Fritlevende nematoder. Dyrkningsstrategi for at reducere skader. Rapport 2016*. AKV Langholt AmbA.

- Perminov, J., Akselsen, I.-L. W., Brurberg, M. B. & Hansen, V. W. (2020). *OK potet - Bakterier. Overvåking og kartlegging av lys og mørk ringrøte i norsk produksjon av mat- og industripotet* (6/38/2020). NIBIO.
- Perry, R. N., Hunt, D. & Subbotin, S. A. (2021). *Techniques for Work with Plant and Soil Nematodes*. Oxford: CAB International.
- Persson, P., Pirhonen, M. & Collinge, D. B. (2020). Bacterial Plant Pathogens. I Tronsmo et al. (Red.), *Plant Pathology and Plant Diseases* (s. 89-106). CABI.
- Ritz, K. & Trudgill, D. L. (1999). Utility of Nematode Community Analysis as an Integrated Measure of the Functional State of Soils: Perspectives and Challenges. *Plant and Soil*, 212(1), 1-11.
- Rossmann, S., Dees, M. W., Torp, T., Le, V. H., Skogen, M., Glorvigen, B., Wolf, v. d. J. M. & Brurberg, M. B. (2020). Field-Scale Molecular Testing of Virulent Potato Soft Rot Pectobacteriaceae in Norway. *European Journal of Plant Pathology*, 156(2), 501-517. <https://doi.org/10.1007/s10658-019-01901-0>
- Rossmann, S., Lysøe, E., Skogen, M., Talgø, V. & Brurberg, M. B. (2021). DNA Metabarcoding Reveals Broad Presence of Plant Pathogenic Oomycetes in Soil From Internationally Traded Plants. *Frontiers in microbiology*, 12, 645. <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fmicb.2021.637068/full>
- Schumann, G. L. & D'Arcy, C. J. (2010). *Essential Plant Pathology* (2. utg.). The American Phytopathological Society.
- Seinhorst, J. (1962). Modifications of the Elutriation Method for Extracting Nematodes From Soil. *Nematologica*, 8(2), 117-128.
- Smith, D. P., Peay, K. G., Ackermann, G., Apprill, A., Bauer, M., Berg-Lyons, D., Betley, J., Bruns, T. D., Caporaso, J. G., Fierer, N., Fraser, L., Fuhrman, J. A., Gardes, M., Gilbert, J. A., Gormley, N., Humphrey, G., Huntley, J., Jansson, J. K., Knight, R., Lauber, C. L., Lee, S., Owens, S. M., Parada, A. E., Smith, G., Taylor, J., Thompson, L., Walters, W. A. & White, T. J. (2018). EMP ITS Illumina Amplicon Protocol. See <https://earthmicrobiome.org/protocols-and-standards/its/>.
- Spencer, M. A. (2004). *PYTHIUM IRREGULARE*. I CAB International (Red.), *IMI Descriptions of Fungi and Bacteria* (s. 1616).

- Standard Norge. (2012). NS-EN 15935:2012. I *Slam, behandlet organisk avfall, jord og avfall — Bestemmelse av glødetap*.
- Sundheim, L. (1983). *Potetsjukdomar*. Norges landbrukshøgskole. [https://urn.nb.no/URN:NBN:no-nb\\_digibok\\_2021091448514](https://urn.nb.no/URN:NBN:no-nb_digibok_2021091448514)
- Tangvik, M. P. (2017). *A Survey of Free-Living Plant-Parasitic Nematodes Associated with Damage in Carrot (*Daucus carota* var. *sativus*) Fields in Norway* [Norwegian University of Life Sciences, Ås].
- Tao, T., Madden, T. & Christiam, C. (2011). *BLAST FTP Site [Online]*. Bethesda (MD): National Center for Biotechnology Information (US). <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK62345/>
- Tronsmo, A. M., Tronsmo, A., Jørgensen, H. J. L. & Munk, L. (2020). Plant Pathogenic Fungi. I Tronsmo et al. (Red.), *Plant Pathology and Plant Diseases* (s. 37-74). CABI.
- Uzhashi, S., Kakishima, M. & Tojo, M. (2010). Phylogeny of the Genus *Pythium* and Description of New Genera. *Mycoscience*, 51(5), 337-365.
- Vennatrø, M. S. (2021). *Meloidogyne chitwoodi* og *Meloidogyne fallax*. *Rapport fra OK-programmet Skadegjørere i potet 2020*. NIBIO.
- Viketoft, M., Flöhr, A., Englund, J.-E., Kardell, J. & Edin, E. (2020). Additive Effect of the Root-Lesion Nematode *Pratylenchus penetrans* and the Fungus *Rhizoctonia solani* on Potato Yield and Damage. *Journal of Plant Diseases and Protection*, 127(6), 821-829.
- Viketoft, M., Palmborg, C., Sohlenius, B., Huss-Danell, K. & Bengtsson, J. (2005). Plant Species Effects on Soil Nematode Communities in Experimental Grasslands. *Applied soil ecology: a section of Agriculture, ecosystems & environment*, 30(2), 90-103. <https://doi.org/10.1016/j.apsoil.2005.02.007>
- Wastie, R. L., Stewart, H. E., Bradshaw, J. E. & Lees, A. K. (1997). Assessing Progenies of Potato for Resistance to Skin Spot (*Polyscytalum pustulans*) in the Glasshouse. *Potato research*, 40(4), 383-389. <https://doi.org/10.1007/BF02357997>
- Webster, J. (1980). *Introduction to Fungi* (2. utg.). Cambridge University Press.
- Weil, R. R. & Brady, N. C. (2017). *The Nature and Properties of Soils* (15. utg.). Pearson.
- White, T. J., Bruns, T., Lee, S. & Taylor, J. (1990). Amplification and Direct Sequencing of Fungal Ribosomal RNA Genes for Phylogenetics. *PCR protocols: a guide to methods and applications*, 18(1), 315-322.

- Yeates, G. W., Bongers, T., Goede, d. R. G. M., Freckman, D. W. & Georgieva, S. S. (1993).  
Feeding Habits in Soil Nematode Families and Genera - an Outline for Soil Ecologists.  
*Journal of Nematology*, 25(3), 315-331.
- Aasen, I. (1997). *Mangelsjukdomar og andre ernæringsforstyrningar hos kulturplanter* (2. utg.).  
Landbruksforlaget.

## Vedlegg 1 – Kjemiske jordprøver fra 2018 og 2019

**Tabell V. 1** Analyseresultat fra jordprøver tatt på Lysmyra, Beita og Trollmyra i 2018 og 2019<sup>14</sup>.

Jordkjemisk egenskap	Måleenhet	2018			2019	
		Lysmyra 1	Lysmyra 2	Beita	Beita	Trollmyra
Volumvekt	kg/L lufttørket	1.4	1.4	1.4	0.93	1.2
Jordart		2	2	2	3	2
Leirklasse		1	1	1	1	1
Mold	% TS	4,2	3,4	2,7	10,2	3,3
Moldklasse		2	2	1	3	2
pH		5,6	5,7	5,5	6	5,8
P-AL	mg/100g lufttørket	7	12	6	9	8
P-klasse		B	C2	B	C1	C1
K-AL	mg/100g lufttørket	2	3	2	3	8
K-klasse		1	1	1	1	2
Mg-AL	mg/100g lufttørket	4	4	4	24	7
Ca-AL	mg/100g lufttørket	23	23	31	110	43
Na-AL	mg/100g lufttørket	3	3	2	5	3
Glødetap	% TS	4,2	3,4	2,7	10,2	3,3
KHNO <sub>3</sub>	mg/100g lufttørket	<10	13	44	<10	16
Bor	mg/kg lufttørket	0,22			0.47	0,27
Mangan	mg/kg lufttørket	3,3			1,2	2,7
Sink	mg/kg lufttørket				2,2	2,3
Titrebar alkalinitet					1,2	0

**Tabell V. 2** Forklaringer til jordkjemiske analyser (Eurofins).

Jordarter	Leirklasser	Moldklasser	
1 Grovsand	1 < 5 %	1 Moldfattig	0 - 2,9 %
2 Mellomsand	2 5 - 10 %	2 Moldholdig	3 - 4,4 %
3 Finsand	3 10 - 25 %	3 Moldholdig	4,5 - 12,4 %
4 Siltig grovsand	4 25 - 40 %	4 Moldholdig	12,5 - 20,4 %
5 Siltig mellomsand	5 > 40 %	5 Mineralblandet moldjord	20,5 - 40,4 %
6 Siltig finsand		6 Organisk	> 40,4 %
7 Sandig silt			
8 Silt			
9 Lettleire			
10 Siltig lettleire			
11 Mellomleire			
12 Stiv leire			
13 Mineralblandet moldjord			
14 Organisk jord			

<sup>14</sup> Analysert hos Eurofins Agro.

**Næringsinnhold** (mg/100mL lufttørket jord)

<i>Klasse</i>	<b>P-AL</b>	<i>Klasse</i>	<b>K-AL</b>	<b>Mg-AL</b>	<b>Ca-AL</b>	<b>K-HNO<sub>3</sub></b>
<i>A - Lavt</i>	0-4	<i>1 Lite</i>	0 - 6	< 2	< 50	< 30
<i>B - Middels</i>	5 - 7	<i>2 Middels/optimalt</i>	7 - 15	3 - 5	50 - 99	30 - 79
<i>C1 - Moderat høyt</i>	8 - 10	<i>3 Godt</i>	16 - 30	6 - 9	100 - 199	80 - 119
<i>C2 - Høyt</i>	11 - 14	<i>4 Meget godt</i>	> 30	> 9	> 199	> 199
<i>D - Meget høyt</i>	> 14					



## Vedlegg 2 – Analyserapport for jordboende virus 2019

### Analyserapport

Vi har mottatt 2 prøver den 10.01.19,

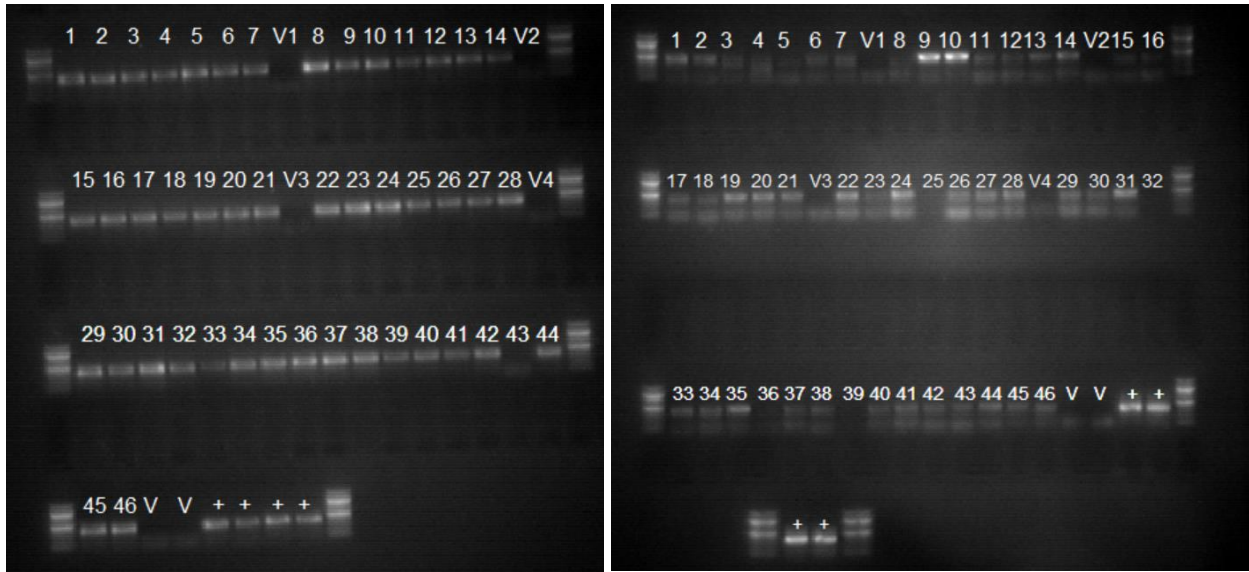
Uttaksårsak: Poteter med skader

Journalnr	Kundens prøveid	Gnr/Bnr Sort	Gårdsnavn	Prøvemateriale GPS	
B019-00009-1	1	/ Van Gogh		Potet	
		Analyse (Metode)			Resultat
		PCR PMTV			Påvist
		Artsbestemmelser			
		<i>Potato mop-top virus</i>		(potetmopptoppvirus)	påvist
		PCR TRV			Ikke påvist
B019-00009-2	2	/ Mandelpotet		Potet	
		Analyse (Metode)			Resultat
		PCR PMTV			Ikke påvist
		PCR TRV			Ikke påvist

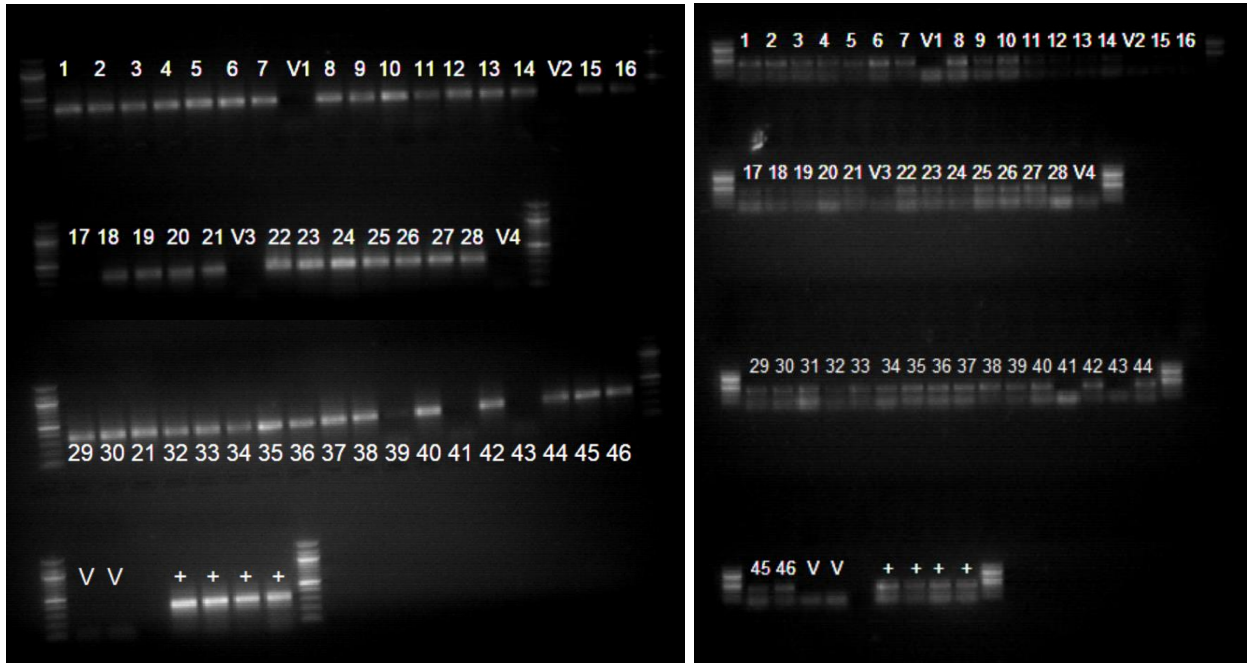
Det ble påvist PMTV i Van Gogh, men ikke i mandel. TRV ble ikke funnet i noen av sortene. Avdelingsingenør Vilde Wiig Hansen har analysert prøvene

**Figur V. 1** Analyserapport fra potetprøver fra Fonn-Holand gård med rustfleksjuke, analysert for virus hos NIBIO i 2019. Det ble funnet mopptopp virus i Van Gogh, men ikke i mandelpotet. Det ble ikke funnet rattelvirus i noen av prøvene.

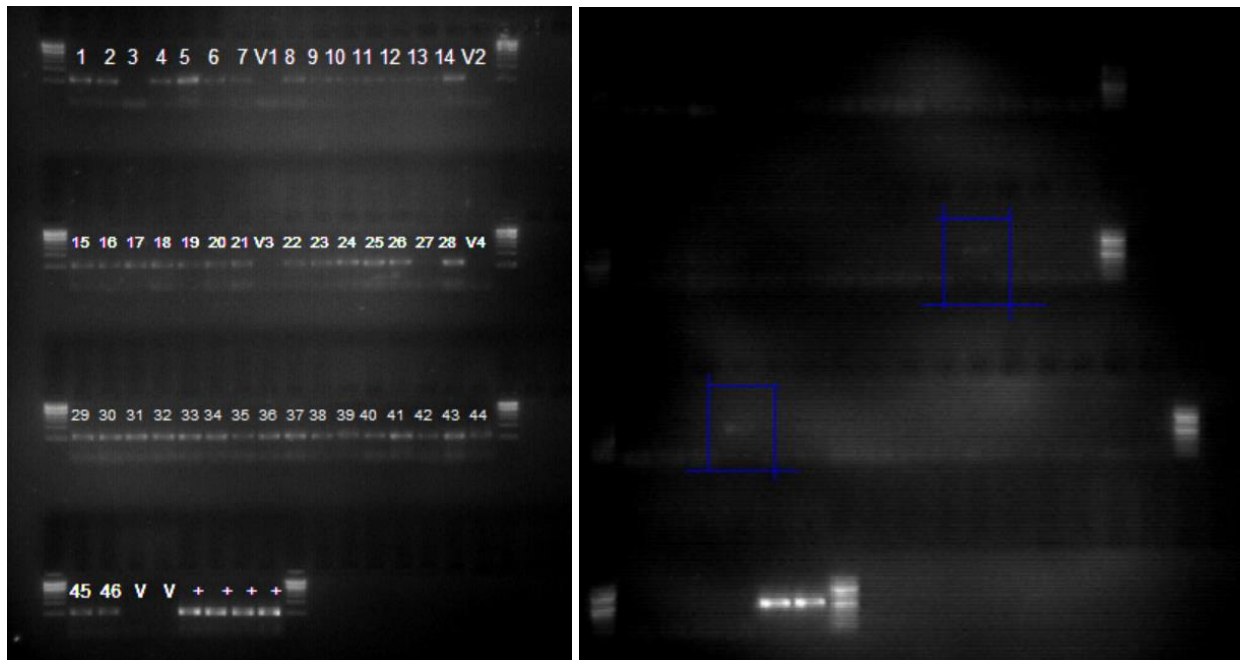
### Vedlegg 3 – Visualisering av PCR-produkt på agarosegel



**Figur V. 2** Visualisering av PCR-produkt på agarosegel etter amplifisering med 16S-primere (venstre) og OITS-primere (høyre).



**Figur V. 3** Visualisering av PCR-produkt på agarosegel etter amplifisering med ITS1-primere (venstre) og ITS2-primere (høyre).



**Figur V. 4** Visualisering av PCR-produkt på agarosegel etter amplifisering med Sven-primere (venstre) og Trich-primere (høyre). De blå markeringene indikerer svake bånd på to av prøvene.

## Vedlegg 4 – Positive kontroller

**Tabell V. 3** Innholdet i de positive kontrollene for bakterier, amplifisert 16S-primere.

<b>Art</b>	<b>Isolat</b>
<i>Microbacterium</i> sp.	BH-3-3-3
<i>Syringea</i> sp.	NGA P.s. pv. <i>Syringea</i> 96-4
<i>Pectobacterium poalaris</i>	Nibio 1006
<i>Acinobacter</i> sp.	LR-2-3-1
<i>Agrobacterium tumefaciens</i>	TSBA 2437
<i>Pseudomonas merginalis</i>	Pm667
<i>Xanthomonas campestris</i> pv. Vitians	Xhv 535-1
<i>Pectobacterium parmentien</i>	Pwas Pola I
<i>Rhizobium</i> sp.	BH-3-3-2-41
<i>Arthrobacter</i> sp.	L-S-1-2-1
<i>Stenophomonas</i> sp.	LR-2-2-3
<i>Pectobacterium atrosepticum</i>	OKDS 42-1-12
<i>Curtobacterium</i> sp.	BH-2-1-1
<i>Dickeya solani</i>	PRI 2222
<i>Pantoea</i> sp.	LH-4-2-1
<i>Bacillus</i> sp.	L-3-1-1-1
<i>Pseudomonas cichoric</i>	907
<i>Streptomyces rurgidiscabies</i>	09-22-1-3
<i>Streptomyces europaeiscabiei</i>	08-12-01-1
?	Cms NCPPB 4053 YP6A

**Tabell V. 4** Innholdet i de positive kontrollene for sopp, amplifisert med ITS1-primere og ITS2-primere.

<b>Art</b>	<b>Isolat</b>
<i>Humicola grisea</i>	K-DFE-S1-4-1b
<i>Cadophora orchidicola</i>	ISOLAT3
<i>Microdochium bolleyi</i>	Ø-DFE-S2-2-1
<i>Mucor hiemalis</i>	K-DFE-S1-5-3c
<i>Pseudogymnoascus pannorum</i>	K-DFE-S1-2-1
<i>Fusarium oxysporum</i>	B-TR-S2-4-3
<i>Varicosporium elodeae</i>	F-TR-S2-4-2
<i>Pseudeurotium bakeri</i>	K-DFE-S1-3-4b
<i>Penicillium freii</i>	B-LEL-S2-5-3
<i>Penicillium concentricum</i>	F-TR-S1-4-2c
<i>Coniella fragariae</i>	F-LEL-S2-3-1
<i>Clonostachys rosea</i>	B-LEL-S1-3-3c
<i>Thanatephorus cucumeris</i>	B-TR-S3-4-3
<i>Talaromyces verruculosus</i>	K-DFE-33-5-1A
<i>Mucor moelleri</i>	B-LEL-S2-3-2
<i>Fusarium verticillioides</i>	B-LEL-S1-3-3a
<i>Mortierella hyalina</i>	K-DFE-S3-5-1c
<i>Metarhizium carneum</i>	Ø-DFE-S1-3-2a
<i>Umbelopsis vinacea</i>	B-TR-S1-2-2a
<i>Dipodascus geotrichum</i>	F-TR-S3-3-3
<i>Monodictys arctica</i>	F-LEL-S2-1-2
<i>F. sibiricum</i>	201 045
<i>F. graminearum</i>	200 630
<i>F. tricinctum</i>	201 084
<i>F. culmorum</i>	201 064
<i>DTR</i>	201 420
<i>F. poae</i>	200 871
<i>P. nodorum</i>	201 254
<i>F. avenaceum</i>	201 081
<i>F. sporotrichioides</i>	200 964
<i>M. nivale</i>	200 136
<i>F. langsthaiae</i>	201 087
<i>M. majus</i>	200 349
<i>STB</i>	201 654
<i>Typhula incarnata</i>	200565
<i>Sclerotinia borealis</i>	201055
<i>Hymenoscyphus fraxineus</i>	Ari Hietalati

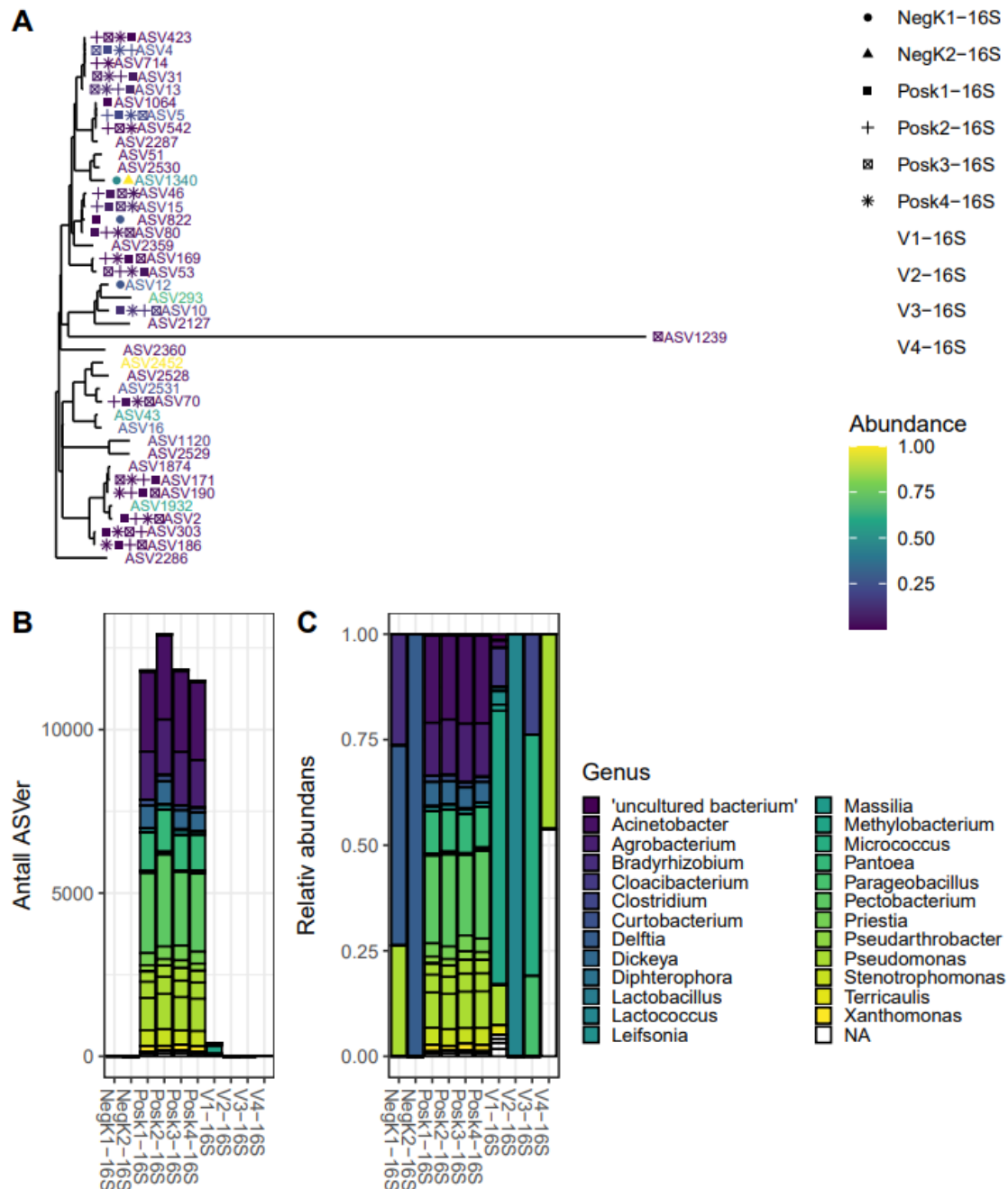
**Tabell V. 5** Innhold i de positive kontrollene for oomyceter, amplifisert med OITS-primere.

<b>Prøve nr.</b>	<b>Klasse</b>	<b>Isolat</b>
2016-10	Oomyceter	<i>Phytophthora rosacearum</i>
2016-12	Oomyceter	<i>Phytophthora taxon paludosa</i>
2016-18	Oomyceter	<i>Phytophthora alni</i>
2016-19	Oomyceter	<i>Phytophthora gregata</i>
2016-35	Oomyceter	<i>Pythium undulatum</i>
2016-36	Oomyceter	<i>Phytophthora taxon Pgchlamydo</i>
2017-185 (753-1)	Oomyceter	<i>Phytophthora</i> sp. nov
2017-185 (753-3)	Oomyceter	<i>Phytophthora</i> sp. nov
2017-195	Oomyceter	<i>Phytophthora cactorum</i>
2018-24	Oomyceter	<i>Phytopythium litorale</i>
2018-25	Oomyceter	<i>Phytophthora lacustris</i>
2018-30	Oomyceter	<i>Phytophthora gonapodyides</i>
2018-31	Oomyceter	<i>Phytopythium citrinum</i>
2017-144	Sopp	<i>Cylindrocladiella parva</i> / <i>Cylindrocladiella stellenboschensis</i>
2017-145	Sopp	<i>Truncatella angustata</i>
2017-146	Sopp	<i>Diaporthe eres</i> ( <i>Phomopsis velata</i> )
2017-147	Sopp	<i>Ilyonectria robusta</i>
2017-148	Sopp	<i>Boeremia exigua</i>
2017-191	Sopp	<i>Ilyonectria radicolica</i> / <i>I. rufa</i>
2017-192	Sopp	<i>Neonectria candida</i> / <i>N. ramulariae</i>
2017-233	Sopp	<i>Fusarium oxysporum</i>
2017-236	Sopp	<i>Fusarium proliferatum</i> / <i>F. verticilloides</i> / <i>F. fujikuroi</i> / <i>F. globosum</i>
2017-252	Sopp	<i>Dactylonectria torresensis</i> / <i>D. macrodidyma</i> / <i>D. alcacerensis</i>
2017-256	Sopp	<i>Alternaria alternata</i> / <i>A. tenuissima</i>

**Tabell V. 6** Innhold i de positive kontrollene for nematode, amplifisert med Sven-primere.

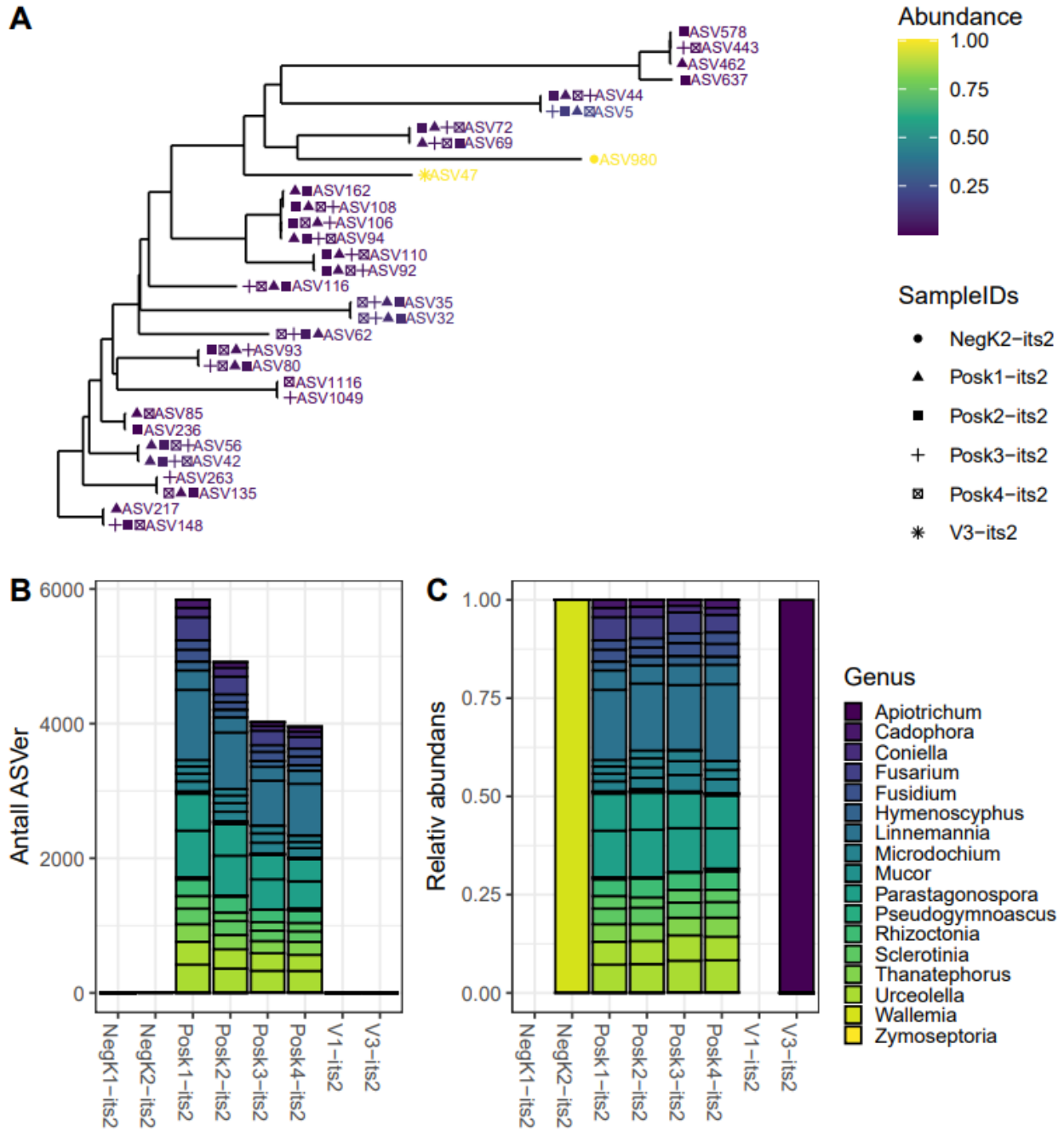
<b>Nematoder</b>
Fam. Criconematidae
Fam. Criconematidae
Spiralnematoder ( <i>Helicotylenchus</i> eller <i>Rotylenchus</i> )
<i>Pratylenchus</i> (slekt)
<i>Xiphinema</i> (slekt)
Spisshaler (diverse slekter)
Spisshaler (diverse slekter)
Soppspisende nematode
<i>Steinernema carpocapsae</i>
<i>Steinernema kraussei</i>
<i>Steinernema feltiae</i>
<i>Heterorhabditis bacteriophora</i>
<i>Phasmarhabditis hermaphrodita</i>

## Vedlegg 5 – Metastrekkoding: Kontroller

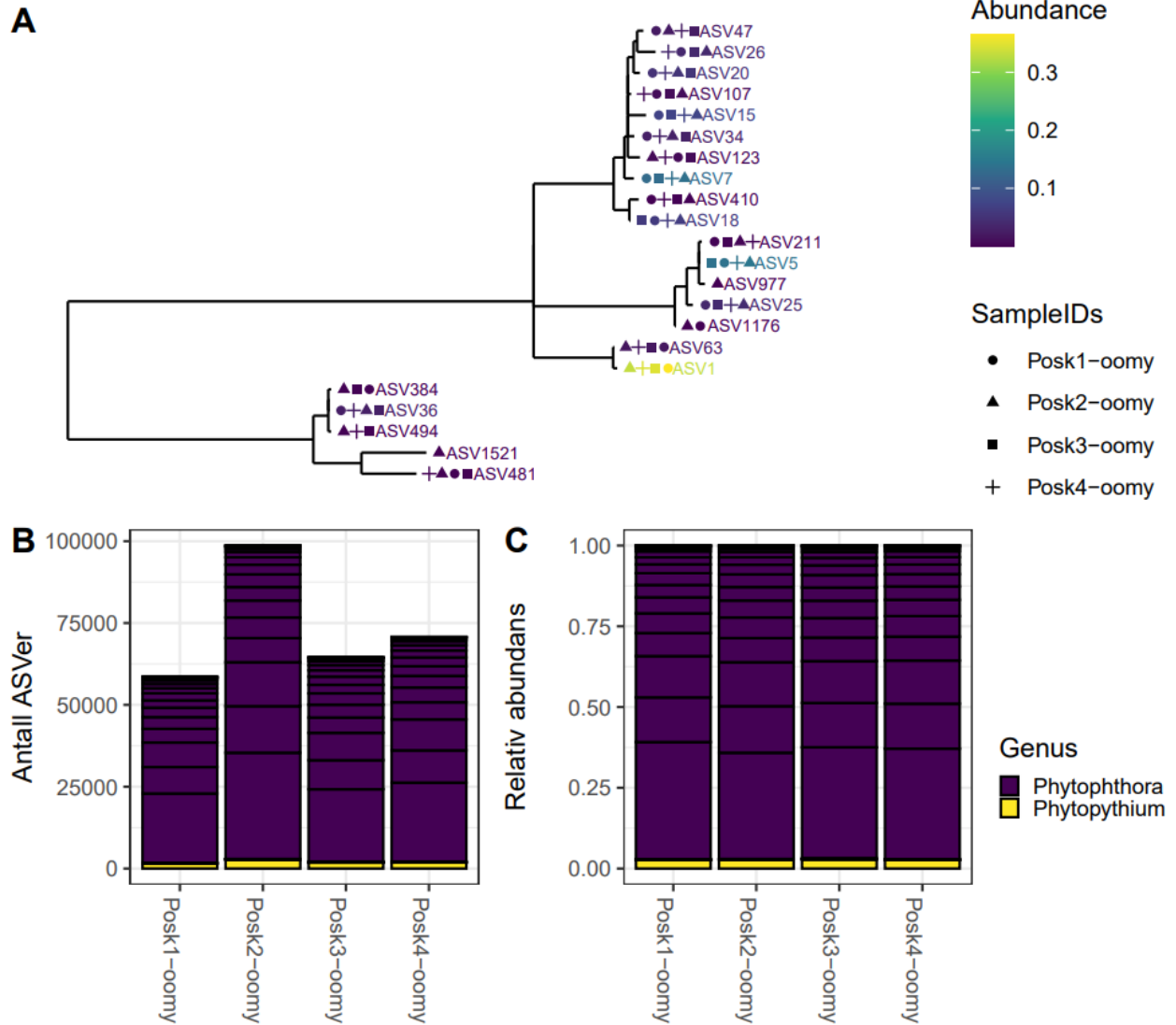


**Figur V. 5** Fylogeni og antall ASVer (amplikonsekvensvarianter) positive og negative kontroller brukt i metastrekkoding av PCR-produkt fra 16S-primer på jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård. A viser et neighbour joining tre av ASVer identifisert i de positive kontrollene som indikerer tilstedeværelse og relativ abundans av ASVene per positive kontroll ved farge. Treet representerer en del av av Neighbour Joining tre filpasset med en GTR+G+I-modell av alle ASVene, rotet i grenen med den lengste stien (rota er ikke vis i denne delen). B og C viser henholdsvis absolutt og relativ abundans av ASVer i de positive og negative kontrollene. Hver stolpe representerer én kontroll. De positive kontrollene inneholder den samme blandingen av DNA fra ulike arter, og segmentene i hver stolpe representerer én ASV.

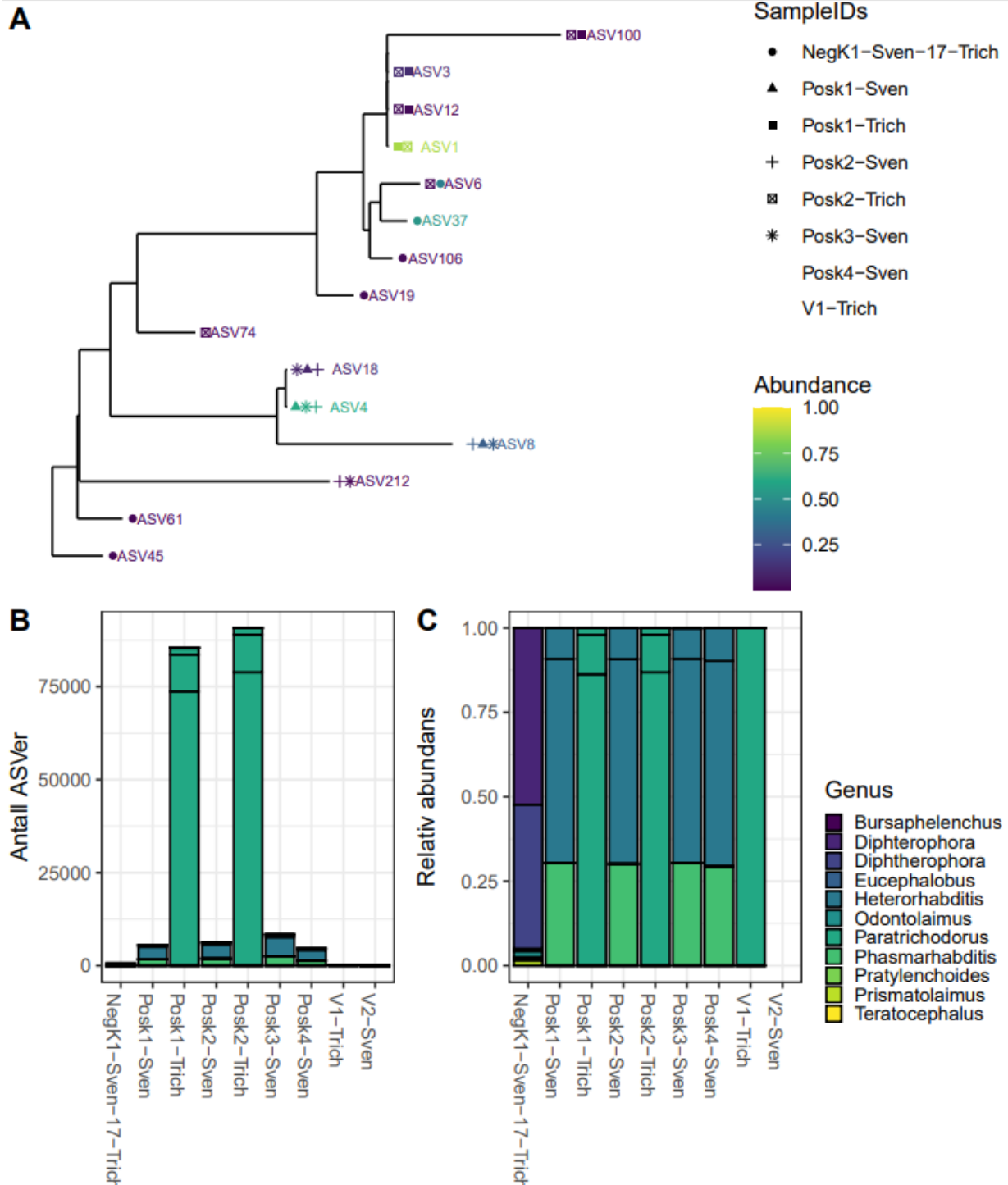




**Figur V. 6** Fylogeni og antall ASVer (amplikonsekvensvarianter) positive og negative kontrollere brukt i metastrekkoding av PCR-produkt fra ITS2-primer på jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård. A viser et neighbour joining tre av ASVer identifisert i de positive kontrollene som indikerer tilstedeværelse og relativ abundans av ASVene per positive kontroll ved farge. Treet representerer en del av av Neighbour Joining tre filpasset med en GTR+G+I-modell av alle ASVene, rotet i grenen med den lengste stien (rota er ikke vis i denne delen). B og C viser henholdsvis absolutt og relativ abundans av ASVer i de positive og negative kontrollene. Hver stolpe representerer én kontroll. De positive kontrollene inneholder den samme blandingen av DNA fra ulike arter, og segmentene i hver stolpe representerer én ASV.

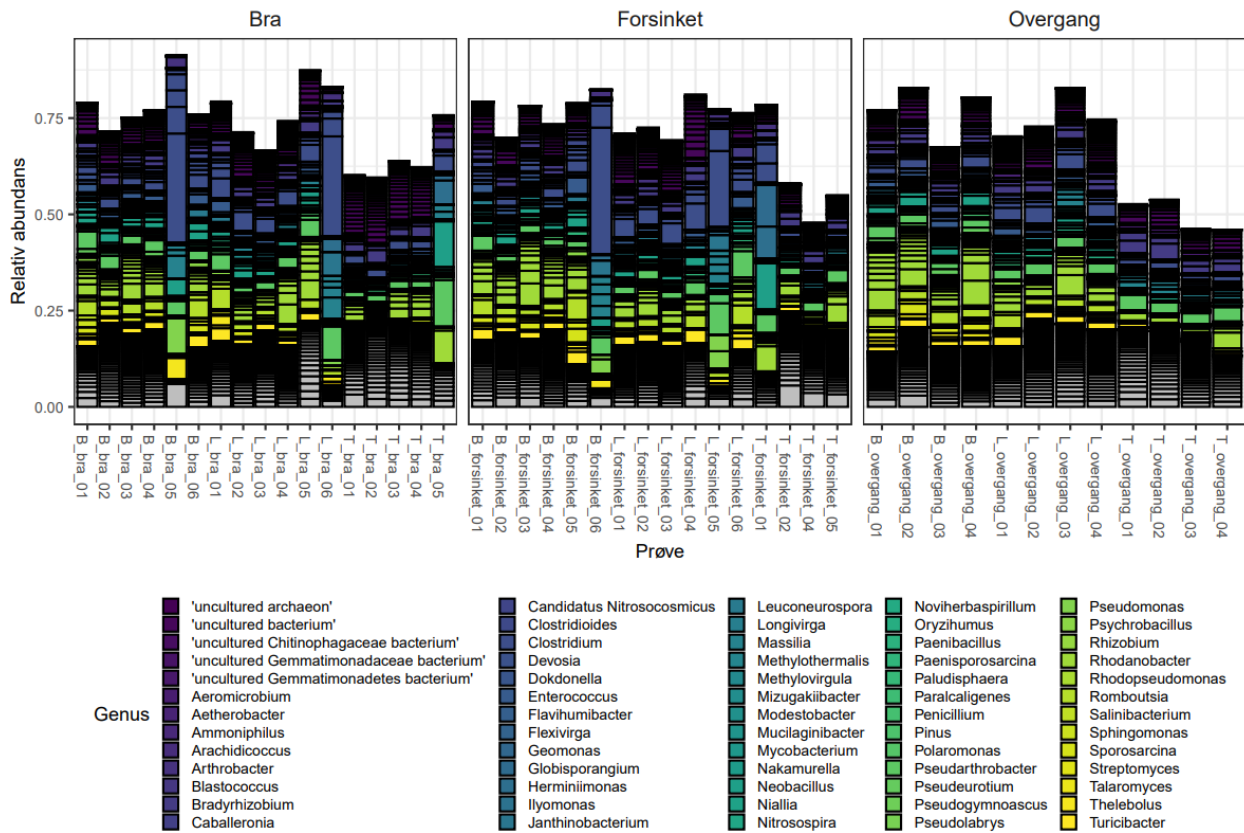


**Figur V. 7** Fylogeni og antall ASVer (amplikonsekvensvarianter) positive og negative kontrollere brukt i metastrekkoding av PCR-produkt fra OITS-primer på jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård. A viser et neighbour joining tre av ASVer identifisert i de positive kontrollene som indikerer tilstedeværelse og relativ abundans av ASVene per positive kontroll ved farge. Treet representerer en del av av Neighbour Joining tre filpasset med en GTR+G+I-modell av alle ASVene, rotet i grenen med den lengste stien (rota er ikke vis i denne delen). B og C viser henholdsvis absolutt og relativ abundans av ASVer i de positive og negative kontrollene. Hver stolpe representerer én kontroll. De positive kontrollene inneholder den samme blandingen av DNA fra ulike arter, og segmentene i hver stolpe representerer én ASV.

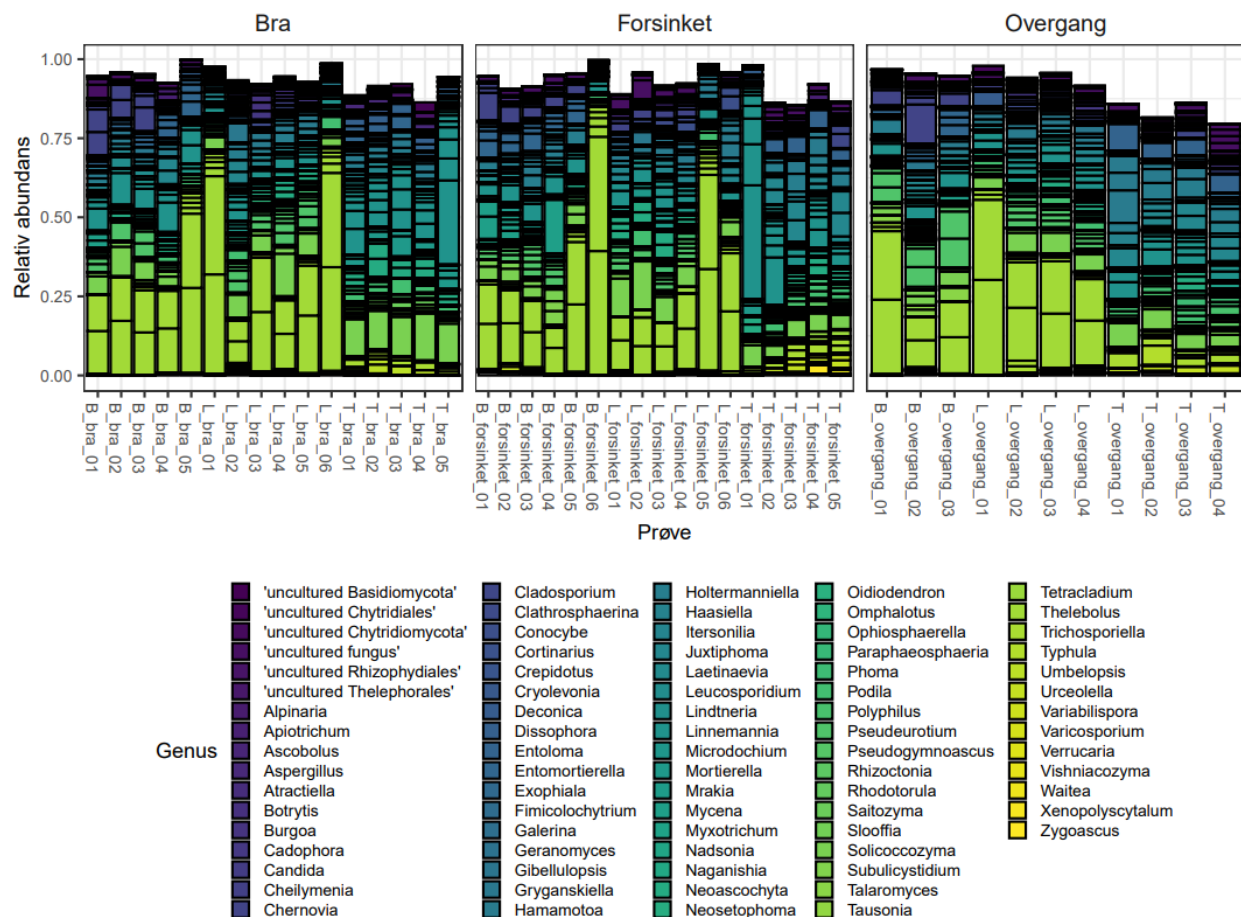


**Figur V. 8** Fylogeni og antall ASVer (amplikonsekvensvarianter) positive og negative kontrollere brukt i metastrekkoding av PCR-produkt fra Sven-primer og Trich-primer på jordprøver tatt hos Fonn-Holand gård. A viser et neighbour joining tre av ASVer identifisert i de positive kontrollene som indikerer tilstedeværelse og relativt abundans av ASVene per positive kontroll ved farge. Treet representerer en del av av Neighbour Joining tre filpasset med en GTR+G+I-modell av alle ASVene, rotet i grenen med den lengste stien (rota er ikke vis i denne delen). B og C viser henholdsvis absolutt og relativt abundans av ASVer i de positive og negative kontrollene. Hver stolpe representerer én kontroll. De positive kontrollene inneholder den samme blandingen av DNA fra ulike arter, og segmentene i hver stolpe representerer én ASV.

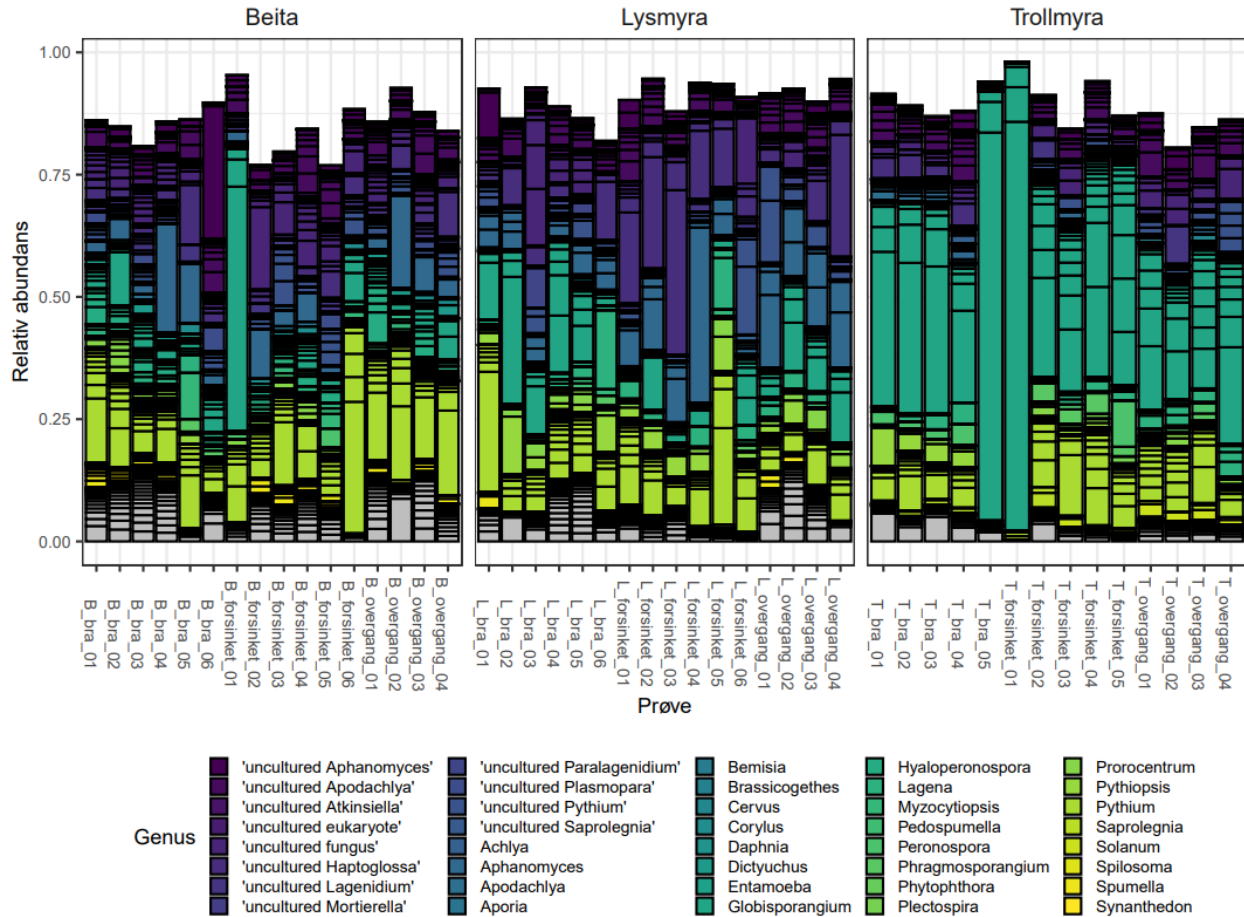
## Vedlegg 6 – Metastrekkoding: Topp 200 ASVer



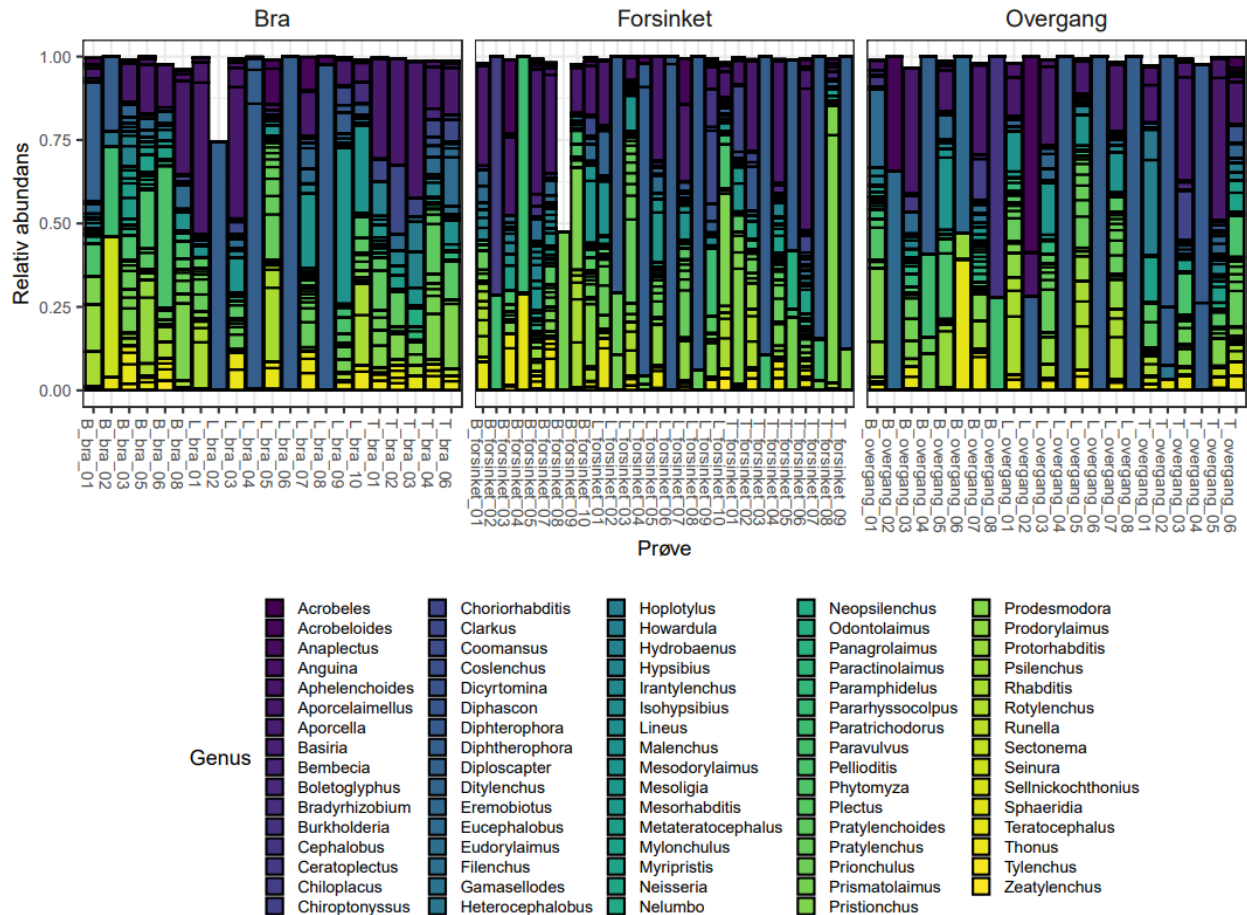
**Figur V. 9** Oversikt over de 200 vanligste ASVene i jordprøver fra Fonn-Holand gård amplifisert med 16S-primere, hvilke slekter ASVene er klassifisert som og relativ abundans av slektene.



Figur V. 10 Oversikt over de 200 vanligste ASVene i jordprøver fra Fonn-Holand gård amplifisert med ITS2-primerne, hvilke slekter ASVene er klassifisert som og relativ abundans av slektene.



**Figur V. 11** Oversikt over de 200 vanligste ASVene i jordprøver fra Fonn-Holand gård amplifisert med OITS-primerne, hvilke slekter ASVene er klassifisert som og relativ abundans av slektene.



**Figur V. 12** Oversikt over de 200 vanligste ASVene i jordprøver fra Fonn-Holand gård amplifisert med Sven-primere og Trich-primere, hvilke slekter ASVene er klassifisert som og relativ abundans av slektene.

## Vedlegg 7 – Metastrekkoding: Topp 20 slekter

**Tabell V. 7** De 20 slektene med høyest relativ abundans for PCR-produktene amplifisert med Sven-primere, Trich-primere, ITS2-primere, OITS-primere og 16S-primere. Kjente planteskadegjørere er uthevet.

<b>Sven+Trich</b>	<b>ITS2</b>	<b>OITS</b>	<b>16S</b>
<i>Aporcelaimellus</i>	<i>Thelebolus</i>	<b><i>Globisporangium</i></b>	'uncultured bacterium'
<i>Pristionchus</i>	<i>Linnemannia</i>	<b><i>Pythium</i></b>	<i>Clostridium</i>
<b><i>Pratylenchus</i></b>	<i>Solicoccozyma</i>	'uncultured fungus'	<i>Rhodanobacter</i>
<i>Diphtherophora</i>	<i>Pseudeurotium</i>	<b><i>Aphanomyces</i></b>	<i>Pseudarthrobacter</i>
<i>Mesodorylaimus</i>	<i>Hamamotoa</i>	'uncultured <i>Haptoglossa</i> '	<i>Bradyrhizobium</i>
<i>Rhabditis</i>	<b><i>Juxtiphoma</i></b>	'uncultured <i>Apodachlya</i> '	<i>Romboutsia</i>
<i>Pellioiditis</i>	<i>Entomortierella</i>	<b>'uncultured <i>Pythium</i>'</b>	<i>Massilia</i>
<i>Teratocephalus</i>	<i>Chernovia</i>	<b>'uncultured <i>Aphanomyces</i>'</b>	<i>Niallia</i>
<i>Eucephalobus</i>	'uncultured fungus'	<i>Lagenia</i>	<i>Turicibacter</i>
<i>Plectus</i>	<i>Holtermanniella</i>	<i>Spumella</i>	<i>Enterococcus</i>
<i>Clarkus</i>	<i>Podila</i>	<i>Hyaloperonospora</i>	<i>Sporosarcina</i>
<i>Hypsibius</i>	<i>Neoascochyta</i>	<i>Pythiopsis</i>	<i>Dokdonella</i>
<i>Mylonchulus</i>	<i>Mortierella</i>	<i>Prorocentrum</i>	<b><i>Pseudomonas</i></b>
<i>Prismatolaimus</i>	<i>Mycena</i>	'uncultured <i>Lagenidium</i> '	<i>Arthrobacter</i>
<i>Protorhabditis</i>	<i>Gryganskiella</i>	<i>Myzocytiopsis</i>	<i>Neobacillus</i>
<b><i>Ditylenchus</i></b>	<i>Trichosporiella</i>	<i>Peronospora</i>	<b><i>Sphingomonas</i></b>
<i>Thonus</i>	<i>Entoloma</i>	<i>Phragmosporangium</i>	<i>Clostridioides</i>
<i>Prodorylaimus</i>	<i>Apiotrichum</i>	<i>Saprolegnia</i>	<i>Paenibacillus</i>
<i>Acrobelloides</i>	<i>Leucosporidium</i>	'uncultured <i>Paralagenidium</i> '	<i>Thelebolus</i>
<i>Aphelenchoides</i>	<i>Cadophora</i>	'uncultured <i>Plasmopara</i> '	'uncultured <i>Gemmatimonadetes</i> <i>bacterium</i> '



## Vedlegg 8 – Dato for ekstrahering og telling av frittlevende nematoder

**Tabell V. 8** Dato for ekstrahering og telling av frittlevende nematoder.

<b>Prøve</b>	<b>Skifte</b>	<b>Vekst</b>	<b>År</b>	<b>Måned</b>	<b>Dato for utvasking av frittlevende nematoder</b>	<b>Dato for telling av frittlevende nematoder</b>
1	Lysmyra	God	2020	Juni	13.10.2020	20.10.2020
2	Lysmyra	Dårlig	2020	Juni	13.10.2020	20.10.2020
3	Tyskerbeita	God	2020	Juni	13.10.2020	22.10.2020
4	Tyskerbeita	Dårlig	2020	Juni	13.10.2020	22.10.2020
5	Trollmyra	God	2020	Juni	13.10.2020	22.10.2020
6	Trollmyra	Dårlig	2020	Juni	13.10.2020	22.10.2020
7	Lysmyra	God	2020	Oktober	27.10.2020	29.09.2021
8	Lysmyra	Dårlig	2020	Oktober	27.10.2020	29.09.2021
9	Tyskerbeita	God	2020	Oktober	27.10.2020	29.09.2021
10	Tyskerbeita	Dårlig	2020	Oktober	27.10.2020	29.09.2021
11	Trollmyra	Dårlig	2021	Juni	15.09.2021	22.09.2021
12	Trollmyra	Overgang	2021	Juni	15.09.2021	22.09.2021
13	Trollmyra	God	2021	Juni	15.09.2021	21.09.2021
14	Lysmyra	Dårlig	2021	Juni	15.09.2021	20.09.2021
15	Lysmyra	Overgang	2021	Juni	15.09.2021	20.09.2021
16	Lysmyra	God	2021	Juni	15.09.2021	17.09.2021
17	Tyskerbeita	Dårlig	2021	Juni	15.09.2021	21.09.2021
18	Tyskerbeita	Overgang	2021	Juni	15.09.2021	21.09.2021
19	Tyskerbeita	God	2021	Juni	15.09.2021	21.09.2021







**Norges miljø- og biovitenskapelige universitet**  
Noregs miljø- og biovitenskapelige universitet  
Norwegian University of Life Sciences

Postboks 5003  
NO-1432 Ås  
Norway