

HUGO TREFFNERI GÜMNAASIUM

ANNIKA RÄÄBIS

12. KLASS

KUIVAMISE JA KÜLMUMISE MÕJU SAMBLA MIKROFAUNA KOOSLUSTE STRUKTUURILE: PILOOTUURING NIIDUKÄHARIKU (*RHYTIDIADELPHUS SQUARROSUS*) NÄITEL

JUHENDAJAD TAAVI VIRRO (TARTU ÜLIKOOL), ÕP OTT MAIDRE

SISSEJUHATUS

Sammaldel olev veekiht on elupaigaks paljudele mikroskoopilistele selgrootutele ja protistidele (Jonsson jt, 2015). Sammaldel elav mikrofauna vajab aktiivseks elutegevuseks vedelas olekus vett, aga kuna samblad ei suuda sellist elukeskkonda pidevalt tagada, peavad organismid hakkama saama ka täieliku kuivuse ja läbikülmumisega.

Kuivuse üleelamiseks on paljud mikroselgrootud võimelised minema anhidrobioosi (Sømme, 1996). Anhidrobioosis tõmbuvad loomad väiksemaks, aeglustavad ainevahetust ja vähendavad keha vedelikusisaldust. Selles olukorras toodavad mitmed loomad süsivesikut trehaloosi, mis kaitseb kudesid veekaost tulenevate kahjustuste eest. Külmumise üleelamiseks lähevad organismid krüobioosi ehk külmumist üle elada võimaldavasse seisundisse, takistades keharakkudes suurte jääkristallide kasvu. (Cryptobiosis, sa, ja sealed viited)

Teadadaolevalt ei ole kuivuse ja külmumise mõju samblas elava mikrofauna eri taksonitele laiemalt uuritud. On teada, et loimurid (hõimkond *Tardigrada*) taluvad külmumist ja kuivamist hästi (Sømme, 1996). Ka üks paremini uuritud Antarktika keriloomi *Adineta grandis* suudab korduvalt külmumist ja sulatamist üle elada (Murray, 1907, lk 52-53).

Enamasti kuuluvad samblal elavad loomad hõimkondadesse ümarussid (*Nematoda*), rõngussid (*Annelida*), lameussid (*Platyhelminthes*), keriloomad (*Rotifera*), loimurid (*Tardigrada*) ja ripskõhtsed (*Gastrotricha*). Lisaks elavad seal mõned lülijalgsete (hõimkond *Arthropoda*) rühmad, näiteks leсталised (ülemseltsid *Acariformes* ja *Parasitiformes*) ja hooghännalised (selts *Collembola*) ning protistide hulka kuuluvad kodaamööbid (seltsid *Arcellinida* ja *Euglyphida*) ja ripsloomad (hõimkond *Ciliophora*). (Raudna-Kristoffersen, 2018) Mõõtmetelt jäävad uuritavad organismid nii mikro- kui meiofauna suurusklassi, enamasti vahemikku 10 µm – 1 mm (Schratzberger ja Ingels, 2018; Mikrofauna, sa, ja sealed viited). Käesolevas töös kutsutakse uuritavat kooslust lihtsuse mõttes mikrofaunaks.

Uurimistöö eesmärk oli välja selgitada sambla veekihis elava mikrofauna koosluste struktuur ning kuivamise ja külmumise võimalik mõju eri organismirühmadele. Sambla mikrofaunal on

potentsiaali bioindikaatorina kasutamisel, kuna keskkonnahäiringud mõjutavad nende koosseisu (Raudna-Kristoffersen, 2018). Bioindikatsioon on organismide esindatuse, sageduse, käitumise jms põhjal keskkonnaseisundi hindamine (Reintam, sa). Mikrofaunasse kuuluvad loomad on osa toiduahelast, mõjutades nii ka suuremaid organisme ning aine- ja energiaringet laiemalt, mistõttu nende tundmaõppimine võimaldab ka ökosüsteemi toimimist paremini mõista (Lindo ja Gonzalez, 2010). Eestis on sambla mikrofaunat väga vähe uuritud. Zawieruchaa ja Kaźmierski (2012) on kirjeldanud Rakverest võetud samblaproovidest kaht loimuriliiki (*Eremobiotus alicatai* ja *Isohypsibius marcellinoi*). Samuti on uuritud kodaamööbe soodes (Niinemets jt, 2011; Łuców jt, 2022). Siinne töö on esimene, milles uuritakse mikrofauna kogustruktuuri, mitte üksikuid rühmi.

Uurimisobjektideks on niidukäharikul (*Rhytidiadelphus squarrosus*) esinevad mikrofauna rühmad: loomariiki kuuluvad usskerilised, ümarussid, loimurid, lestalised, hooghännalised ning protistide hulka kuuluvad kodaamööbid. Kuigi kodaamööbid on taksonoomiliselt protistid, siis funktsionaalselt on nad oma heterotroofse eluviisi tõttu enim sarnased loomadega (Gilbert jt, 2000), seetõttu kutsutakse kõiki vaadeldavaid organismirühmi siinses töös lihtsuse ja selguse huvides edaspidi loomadeks. Lisaks leiti proovide analüüsimisel samblast ripsloomi (hõimkond *Ciliophora*), kuid neid uuringu valimisse ei kaasatud, sest töö käigus selgus, et proovide töötlemise meetoodika ei sobi nende uurimiseks ning nad olid ka raskesti tuvastatavad.

Välitamaks erinevate samblaliikide morfoloogiast tulenevaid võimalikke lisamõjusid uuritavatele kooslustele, valiti üks samblaliik. Niidukäharik valiti laia leviku ja mitmekesiste kasvutingimuste ning kergesti äratuntava välimuse tõttu. Niidukäharikku koguti kolmest proovivõtukohtast. Iga proovivõtukohtast võetud üheksast proovist kolm kuivatati, kolm külmutati ning kolm jäi kontrolliks. Seejärel eraldati proovidest loomad. Iga proovi puhul loendati mikroskoobi abil ja määrati kõik valimis olevad loomad, leides mikrofauna koguarvukuse ning iga taksoni arvukuse. Seejärel võrreldi kontrollproove sama proovivõtukohta külmutatud ja kuivatatud proovidega.

Eesmärgist tulenevalt on antud uurimistöö uurimisküsimused järgnevad:

- Milline on sambla mikrofauna koosluste struktuur kolmes proovivõtukohtas?
- Kas ja millisel määral mõjutab külmumine ja kuivamine sambla mikrofauna eri taksonite esindajate arvukust?

Käesolev töö on pilootuurimus, mille eesmärk on katsetada võimalikku meetoodikat ja saada esmased uurimistulemused. Antud töö meetoodikat saab kasutada järgnevate sarnaste uurimuste läbiviimisel. Samuti saab töö tulemusi kasutada võrdlusmaterjalina edasiste mahukamate uuringute tegemisel, mille käigus saab uurida teiste keskkonnatingimuste (näiteks populatsioonitiheduse ja saaste) mõju samblas elavale mikrofaunale ning saadud tulemusi kasutada bioindikatsioonis.

Kõik töös kasutatud fotod on autori pildistatud.

Töö autor tänab juhendajaid – Tartu Ülikooli hüdrobioloogia kaasprofessor Taavi Virrot ja Hugo Treffneri Gümnaasiumi bioloogiaõpetajat Ott Maidret – abi ja nõuannete eest uurimistöö valmimisel. Autor on tänulik ka Mauruse stipendiumi fondile (Hugo Treffneri Gümnaasium), kelle toetusel osteti uurimistööks vajalik mikroskoop.

SISUKORD

SISSEJUHATUS.....	1
1. KIRJANDUSE ÜLEVAADE	5
1.1. Sammeldel elav mikrofauna	5
1.1.1. Kodaamööbid	5
1.1.2. Usskerilised	6
1.1.3. Ümarussid	7
1.1.4. Loimurid	8
1.1.5. Lestalistid	9
1.1.6. Hooghännalistid	10
1.2. Samblad kui elupaik	11
1.3. Niidukäharik	12
2. METOODIKA JA TÖÖ KÄIK	13
2.1. Proovivõtukohtad	13
2.1.1. Esimene proovivõtukoht Tartus	13
2.1.2. Teine proovivõtukoht Tõraveres	15
2.1.3. Kolmas proovivõtukoht Nüplis	16
2.2. Töövahendid	17
2.3. Proovide kogumine ja töötlemine	20
2.4. Proovide analüüsimine	21
2.5. Andmeanalüüs	21
3. TULEMUSED JA ANALÜÜS	22
3.1. Loomade keskmine tihedus kontrollproovides	22
3.2. Kuivamise ja külmumise mõju	24
4. ARUTELU	28
KOKKUVÕTE	30
SUMMARY	32
KASUTATUD ALLIKAD	34
LISA 1. LOENDUSANDMETE TABEL	39

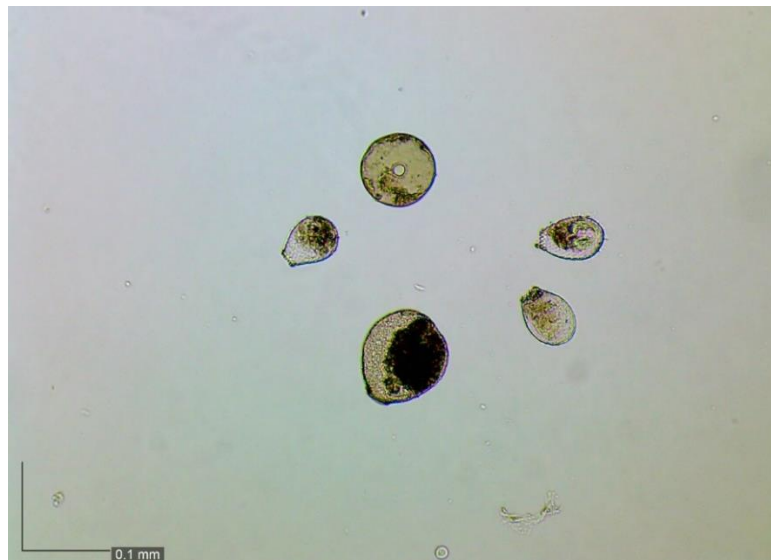
1. KIRJANDUSE ÜLEVAADE

1.1. Sammeldel elav mikrofauna

Järgnevalt antakse ülevaade uurimisobjektiks olevatest loomadest: kodaamööbid, usskerilised, ümarussid, loimurid, leсталised, hooghännalised.

1.1.1. Kodaamööbid

Kodaamööbid (joonis 1) on polüfüleetiline üherakuliste protistide rühm, kuhu kuuluvad seltsid *Arcellinida*, *Euglyphida* ning mõned väiksemad rühmad (Kosakyan jt, 2016; Testate amoebae, sa). Nende keha on kaetud tugeva kojaga, mille avausest ulatuvad välja pseudopoodid – jätked, mille abil kodaamööbid liiguvad ja toituvad (Thorp ja Covich, 2009, lk 58). Koda ehitatakse valgulisest, lubi- või räniainest. Mõned kodaamööbid ehitavad koja ka väliskeskkonnast pärit materjalist, liimides kokku orgaanilisi või mineraalseid osakesi. (Mitchell jt, 2007)



Joonis 1. Kodaamööbid mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Kodaamööbe on kirjeldatud umbes 2000 liiki, nende suurus jääb enamasti vahemikku 20–200 μm (Mitchell jt, 2007). Liike saab eristada koja suuruse, kuju, värvuse ja mustri järgi (Cox, 2018).

Kodaamööbid paljunevad peamiselt mittesuguliselt, ehitades enda koja kõrvale teise koja ja seejärel pooldudes. Mõnedel juhtudel toimub ka koja sees hulgijagunemine, misjärel liiguvad uued kodaamööbid kojast välja, poolduvad veel ning ehitavad endale uue koja ümber. (Abrikossov jt, 1960, lk 56)

Kodaamööbid elavad jõgedes, järvedes, samblas ja mullas (Mitchell jt, 2007). Nad on valdavalt heterotroofsed, toitudes fagotsütoosi teel peamiselt bakteritest, aga ka mikrovetikatest, taimerakkudest, protistidest, seentest ja selgrootutest loomadest (Gilbert jt, 2000).

Kodaamööbid elavad ebasobivad keskkonnatingimused üle tsüstina (De Klerk jt, 2020). Nad on väga tundlikud keskkonnamuutustele, nagu temperatuuri ja veetingimuste muutused ning saaste. Kuna organismi tugev kest jääb keskkonda ka pärast looma suremist, kasutatakse neid keskkonnamuutuste uurimiseks. (Cox, 2018)

1.1.2. Usskerilised

Usskerilised (*Bdelloidea*) (joonis 2) on klass keriloomade (*Rotifera*) hõimkonda kuuluvaid selgrootuid, kuhu kuulub umbes 460 liiki. Nende keha on pseudosegmenteerunud, mis võimaldab keha pikenemise ja lühenemise teel edasi liikuda. Usskeriliste keha võib tinglikult jagada kolmeks: peaks, kereks ja jalaks, kuid selgeid piire nende vahel pole. (Ricci ja Fontaneto, 2009) Pea eesosas on neil toitumiseks vajalik ripsmetest koosnev kerielund (Abrikossov jt, 1960, lk 226). Neelus on tugevad lõuataolised moodustised (*ramate trophi*), mille kuju järgi saab liike määrata (Thorp ja Covich, 2009, lk 218). Usskeriliste pikkus jääb üldiselt vahemikku 150–700 µm (Ricci ja Melone, 2000).



Joonis 2. Usskeriline mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Usskerilised elavad niisketes tingimustes: eelkõige magevees, aga ka pinnases, samblas ja kõdus. Nad toituvad mikroorganismidest: väikeselgrootutest, bakteritest, üherakulistest vetikatest ja pärmseentest. (Abrikossov jt, 1960, lk 230; Yule ja Yong, 2004, lk 123)

Usskerilised on ühesoolised, paljunedes partenogeenselt ehk neitsisigimisega, mille korral järglased arenevad viljastamata munarakust. Enamik liike munevad, mõned liigid on ka

ovovivipaarsed (munaspoegijad). Munast koorununa usskeriliste rakud enam ei jagune, nad koosnevad umbes 1000 rakust, mille arv elu jooksul ei muutu. (Ricci ja Fontaneto, 2009)

Ebasobivad keskkonnatingimused elavad usskerilised üle anhüdrobioosis. Nad tõmbavad oma keha kokku, vähendades selle veesisaldust. Erinevalt paljudest teistest loomadest, kes toodavad anhüdrobioosis kudede kaitsmiseks süsivesikuid, sünteesivad usskerilised valku LEA (*Late Embryogenesis Abundant protein*), mis kaitseb rakke kuivamisest põhjustatud stressi eest. Samuti levivad latentses elustaadiumis usskerilised kergesti uutesse elupaikadesse. (Ricci ja Fontaneto, 2009)

1.1.3. Ümarussid

Ümarussid ehk nematoodid (hõimkond *Nematoda*) on lülistumata usja, mõlemalt poolt aheneva kehaga selgrootud (joonis 3). Enamik magevees elavatest nematoodidest on kuni 1 cm pikkused. (Thorp ja Covich, 2009, lk 238) Ümarusse on kirjeldatud umbes 30 000 liiki (Kiontke ja Fitch, 2013).



Joonis 3. Ümaruss mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Ümarussid elavad mitmesugustes veekogudes, näiteks meres, jõgedes ja väikeveekogudes, lisaks pinnases ja samblas, paljud liigid on taimede ja loomade parasiidid (Abrikossov jt, 1960, lk 218). Sammaldel elavad nematoodid toituvad bakteritest, vetikatest, üherakulistest seentest ja algloomadest, aga ka ümar- ja rõngussidest, putukavastsetest ja limustest (Thorp ja Covich, 2009, lk 246).

Nematoodid on enamasti lahsugulised, harvem ka liitsugulised. Viljastumine toimub kehasiseselt. Mõnikord esineb ka partenogeneesi. (Thorp ja Covich, 2009, lk 244)

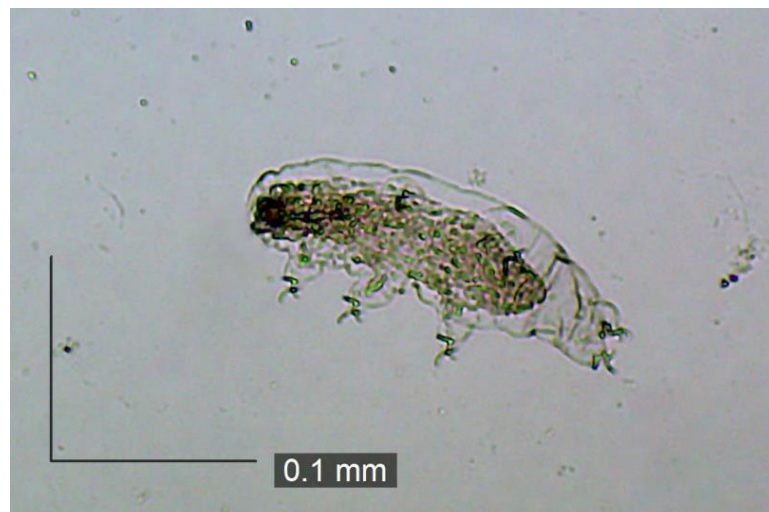
Ümarussidel on 6 arengujärku: muna, 4 juveniilset järku ja täiskasvanu (Thorp ja Covich, 2009, lk 245). Arengu jooksul kestuvad ümarussid neli korda. Magevees elavate nematoodide eluiga on mõnest päevast mõne nädalani. (Thorp ja Covich, 2009, lk 246)

Nematoodid elavad kuivaperioodi üle anhüdrobioosis, vähendades aeglaselt oma keha vedelikusisaldust ja kaotades lõpuks enamiku oma kehas sisalduvast veest (Glime, 2021, pt 4-3, lk 7). Ümarusside munad on pika elueaga ja väga vastupidavad, taludes hästi kuivust, külmumist ja hapnikupuudust. Anhüdrobioosis olevad munad ei kooru enne, kui keskkonna veesisaldus on taastunud, see ilmselt suurendab nematoodide ellujäämisvõimalust ajutistes veekogudes ja sammaldel. (Thorp ja Covich, 2009, lk 244-245)

Külmumise vältimiseks vähendavad ümarussid oma keha rasva-, glükogeeni-, glükoosi- ja veesisaldust ning suurendavad külmumist takistavate trehaloosi ja glütserooli kontsentratsiooni (Glime, 2021, pt 4-3, lk 13).

1.1.4. Loimurid

Loimurid (hõimkond *Tardigrada*) (joonis 4) on kahekülgse sümmeetria ja kaheksa jalaga loomad (Thorp ja Covich, 2009, lk 455). Nad on lähedalt suguluses lüljalgsetega (Thorp ja Covich, 2009, lk 456; Giribet jt, 1996). Nende keha on viielüliline: pea, kolm jalapaariga kerelüli ja sabapoolne lüli tahapoole suunatud jalapaariga. Jalad on mõeldud eelkõige haaramiseks, mitte kõndimiseks. (Miller, 2011; Garey jt, 2008) Kümne arv, suurus, struktuur ja asetus on loimurite puhul oluline liigiline ja sooline määramistunnus (Thorp ja Covich, 2009, lk 459). Enamasti jääb loimurite pikkus vahemikku 0,05–1,2 mm (Thorp ja Covich, 2009, lk 456).



Joonis 4. Loimur mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Loimurid jaotatakse kahte klassi: *Eutardigrada* ja *Heterotardigrada*, kusjuures *Eutardigrada* klassi kuuluvatel loomadatel on üldiselt õhuke ilma plaatideta kutiikula, aga klassi

Heterotardigrada keha katavad plaadid (Miller, 2011). Praeguseks on kirjeldatud üle 1300 loimuri liigi (Suen ja Gillett-Kaufman, 2020).

Loimureid on leitud nii magevee-, mere- kui ka maismaaelupaikadest. Maismaal elavad loimurid samblaid, samblikke ja vetikaid katvas õhukeses veekihis ning mullas kapillaarveestikus. (Garey jt, 2008) Loimurid söövad taimerakumahlu, baktereid, protiste, nematoode, vetikaid ja ka teisi loimureid (Schill jt, 2011).

Loimurid on tavaliselt lahksoolised, harvem ka hermafrodiitsed. Mõned loimuripopulatsioonid ja -liigid võivad koosneda ainult emastest loomadest, kes paljunevad partenogeneesi teel. (Thorp ja Covich, 2009, lk 468) Lahksooliste loimurite puhul esineb sooline dimorfism: isased on tavaliselt väiksemad kui emased, samuti esineb erinevusi suguavade välisehituses ning võib esineda erinevusi küünte ehituses (Thorp ja Covich, 2009, lk 469).

Loimurid vajavad aktiivseks elutegevuseks veekihti, selle puudumisel lähevad nad latentssesse staadiumisse. Loimurid on väga vastupidavad ning võimelised latentsses elufaasis üle elama külmumist, kuivamist, madalat hapnikusisaldust ning kõrget soolsust. Krüobioosis ehk seisundis, mis võimaldab külmumise üle elada, tõmbavad loimurid oma keha kokku ja toodavad membraane stabiliseerivat ja vee külmumispunkti alandavat trehaloosi. Veepuuduse korral lähevad loimurid anhüdrobioosi: tõmbavad jalad ja pea keha sisse, lisaks kaotavad nad enamiku oma kehas olevast vabast veest ning aeglustavad ainevahetust, samuti sünteesitakse membraane kaitsvaid madalmolekulaarseid ühendeid (trehaloos, glütserool) ja stabiliseerivaid valke. Anhüdrobioosi läbimise võime on maismaaloimuritel hea, kuid mere- ja mageveeloimuritel puudulik. Nii krüobioosis kui anhüdrobioosis võivad loimurid ebasoodsad tingimused üle elada mitme aasta jooksul. Kuivades ja külmudes ellujäämist suurendab aeglane keskkonnatingimuste muutumine, st aeglane kuivamine ja külmumine. (Thorp ja Covich, 2009, lk 467)

1.1.5. Lestalised

Lestalised on väikesed, tavaliselt alla millimeetrise kehapikkusega lüljalgsed (Mite, sa, ja sealsed viited). Lestaliste hulka kuulub kaks polüfüleetilist ülemseltsi: pärislestalised (*Acariformes*) ja nugilestalised (*Parasitiformes*) (Arachnida: ämblikulaadsed, sa; Mite, sa, ja sealsed viited). Lestalisi on kirjeldatud üle 48 200 liigi (Mite, sa, ja sealsed viited).

Lestaliste eesselg ja tagakeha on kokku kasvanud, mistõttu nende keha on ümar (joonis 5). Täiskasvanuna on neil kaheksa jalga. (Abrikossov jt, 1960, lk 380)



Joonis 5. Lestaline mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Lestalised elavad väga mitmekesistes elupaikades: samblas, vees ja mullas, kuid on ka loomade ja taimede parasiite. Samblas elavad lestad toituvad teistest selgrootutest, näiteks hooghännalistest, aga ka bakteritest, seentest ja mullaosakekestest, olles oluline osa orgaanilise aine lagundamisprotsessist. (Barreto ja Lindo, 2020; Glime, 2021, pt 9-2, lk 32)

Lestad on lahksoolised. Viljastumine toimub kehasiseselt. (Mite, sa, ja sealsed viited) Arengu käigus läbivad lestad vastse ja nümfi elustaadiumi. Vastsed on kuue jalaga ning neil puuduvad hingamiselundid ja suguava. Nümfijärke on üks kuni kolm, neid eristab täiskasvanud lestadest vaid suguava puudumine. (Abrikossov jt, 1960, lk 380)

Sametlestadega läbi viidud uuring näitas, et külmudes lestade hemolümfi glütseroolisisaldus suureneb ja veesisaldus väheneb, mis võimaldab paremini külmumist üle elada (Anthony, 2019). Samuti toodavad mõned lestalised külmumise eest kaitsvaid valke. Lestalised vajavad paljunemiseks niisket keskkonda (Abrikossov jt, 1960, lk 381), seega on niiskus nende elutegevuseks oluline.

1.1.6. Hooghännalised

Hooghännalised (klass *Collembola*) on väikesed, tavaliselt alla 6 mm pikkused tiivutud lüljalgsed (*Collembola*: hooghännalised, sa). Neil on hästieristuv kahe tundlaga pea, rindmik, millele on kinnitunud kuus jalga, ja kuuelüliline tagakeha (joonis 6). Keha on enamasti kaetud karvakeste või soomustega. Tagakeha tipus on kaheharuline hüppehark, mis on puhkeolekus painutatud keha alla. Häirimise korral hüppehark sirutub ja paiskab looma õhku. (Chinery, 2005, lk 16; Thorp ja Covich, 2009, lk 647) Hooghännalisi on kirjeldatud üle 6500 liigi (Coleman, 2013).



Joonis 6. Hooghännaline mikroskoopiafotol. Märgitud on 0,1 mm standardjoon (autori foto)

Hooghännalised elavad niisketes elupaikades: samblas, mullas, kõdus. Nad toituvad peamiselt lagunevatest taimejäänustest, seentest ja bakteritest. (Chinery, 2005, lk 16; Thorp ja Covich, 2009, lk 647-648)

Hooghännalised on enamasti lahksoolised, leidub ka ainult emastest isenditest koosnevaid liike, kes paljunevad partenogeneesi teel. Lahksoolistel loomadel toimub viljastumine kehasiseselt, munad munetakse niiskesse keskkonda. Munast koorunud hooghännalised saavutavad suguküpsuse peale kolme kuni seitset kestumist ning jätkavad kestumist ka täiskasvanuna. (Thorp ja Covich, 2009, lk 648; Springtails: Collembola, sa)

Külmade tingimuste üleelamiseks takistavad hooghännalised kehasisest külmumist, vähendades keha vedelikusisaldust ja suurendavad kehas trehaloosi ja külmumist takistavate valkude kontsentratsiooni (Clark jt, 2009; Holmstrup, 2018). Kuivamisele ei ole nad teiste lüliljalgsetega võrreldes kuigi vastupidavad, sest nende kutiikula on vett läbi laskev. Siiski suudavad nad kuivades tingimustes imendada veeauru tänu osmolüütidele nagualaniin ja trehaloos ning seetõttu ebasoodsaid keskkonnatingimusi paremini üle elada. (Holmstrup, 2019) Paljud liigid elavad talve ja kuivaperioodid üle diapausis munadena (Thorp ja Covich, 2009, lk 648).

1.2. Samblad kui elupaik

Lehtsamblaid (hõimkond *Bryophyta*) on kirjeldatud umbes 12 000 liiki (Moss, sa, ja sealseid viited). Samblad suudavad endas hästi vett hoiustada, aga veekindla kutiikula puudumise tõttu ei suuda nad oma veesisaldust ise kontrollida (Huttunen jt, 2018; Bates, 1998). Kuna samblad vajavad viljastumiseks vett, kasvavad nad eelkõige niisketes elupaikades (Huttunen jt, 2018). Elupaiga teiste aspektide suhtes on samblad vähenõudlikud, kasvades kividel, puukoorel, igikeltsal ja vähese valgusega piirkondades, näiteks tiheda taimestiku all (Bates, 1998). Kuna

samblad kasvavad kogumikena, puhverdavad nad temperatuuri- ja veerežiimikõikumisi nii sambla sees kui ka selle all mullas. Lisaks pakuvad samblad oma õhulise struktuuri tõttu väiksematele loomadele oma lehtede vahel varjupaika. (Glime, 2021, pt 1-1, lk 5) Samblad suudavad üle elada läbikuivamist ning veetingimuste taastumisel on võimelised oma elutegevust jätkama (Merrifield ja Ingham, 1998). Nii suudavad samblad kasvada paljudes kohtades, kus õistaimed seda ei suuda, ning pakkuda loomadele elupaika, moodustades olulise osa ökosüsteemist.

1.3. Niidukäharik

Niidukäharik (*Rhytidiadelphus squarrosus*) on Eestis laialt levinud sammal, mis kasvab sageli inimtekkelistes kasvukohtades (niitudel, aedades ja haljasaladel), sest niidetavatel aladel on konkurents teiste taimedega väiksem. Niidukäharik on kollakasroheline kahar sammal, selle varrele kinnituvad kuni 3,5 mm pikkused saagja servaga lehed, mille tipud on konksjalt allakäändunud (joonis 7). (*Rhytidiadelphus squarrosus* - niidukäharik, 2021)



Joonis 7. Niidukäharik kasvukohas (autori foto)

Niidukäharikul on hea vee sidumise võime, ta suudab siduda kuivkaaluga võrreldes kümme korda rohkem vett. Seetõttu pakub ta elupaika ja head liikumisvõimalust veekihi elavatele loomadele. (Schuster ja Greven, 2007)

Varem on niidukäharikul uuritud loimurite populatsioonide pikaajalist dünaamikat. Nelja aasta jooksul uuriti loimurite arvukuse muutumist seoses temperatuuri ja niiskustingimuste muutumisega. (Schuster ja Greven, 2007)

2. METOODIKA JA TÖÖ KÄIK

2.1. Proovivõtukohtad

Proove võeti kolmest kohast Lõuna-Eestis – Tartust, Tõravere ja Nüplist. Proovivõtukohtade valimisel jälgiti, et need oleks ilmajaamadele võimalikult lähedal, et ilmavaatlustest saadud info kehtiks võimalikult täpselt ka proovivõtukohtadel. Proovid koguti ligikaudu 10 m² suuruselt alalt.

Tartu proovivõtukohta ilma jaoks kasutati Tartu Ülikooli Physicumi katusel oleva ilmajaama andmeid (Meteo, sa). Tõravere ja Nüpli proovivõtukohtade ilmaolude registreerimiseks kasutati Keskkonnaagentuuri ilmateenistuse andmeid (Keskkonnaagentuur, sa), vastavalt Tartu-Tõravere meteoroloogiajaama ja Otepää sademete mõõtejaama andmeid.

Ilmaandmete registreerimine oli vajalik eelkõige eri proovivõtukohtade ilmaolude võrdlemiseks, kuna nii temperatuur kui ka veerežiim mõjutavad sambla mikrofauna arvukust (Raudna-Kristoffersen, 2018) ning oluline ei ole ainult ilmaseisund proovivõtmise ajal, vaid ka pikema aja jooksul. Kui eri proovivõtukohtade ilmaandmete võrdlemisel oleks välja tulnud olulisi erinevusi temperatuuri- ja veeolude osas, oleks pidanud tulemuste analüüsimisel sellega arvestama, et need võivad potentsiaalselt tulemusi mõjutada. Nädalane periood on ilmaandmete kogumiseks optimaalne, pikema aja ilmastikutingimuste mõju on raske üheselt hinnata. Ilmaandmete registreerimine on oluline ka võimalike tulevaste uuringute jaoks võrdlusmaterjalina.

2.1.1. Esimene proovivõtukoht Tartus

58°22'02.3"N 26°41'39.5"E (58.3673, 26.6943), 69 m merepinnast

Esimene proovivõtukoht (joonis 8) oli Tartus Ravila tänaval TÜ Chemicumi vastas oleva parkla ees oleval haljastusalal kergliiklustee kõrval, TÜ Physicumi ilmajaamast 210 m kaugusel (joonis 9). Koht oli pargi servas puude all poolvarjus. Sambla paksus oli 3–4 cm, sammaltaimede pikkus kuni 7 cm. Alal kasvavad teised taimed kuulusid perekondadesse ristik (*Trifolium*), võilill (*Taraxacum*) ja mailane (*Veronica*). Tartu proovivõtukohta ilmaandmed on esitatud tabelis 1.



Joonis 8. Tartu proovivõtukoht (autori foto)



Joonis 9. Tartu proovivõtukohta asukoht kaardil (Google Maps)

Tabel 1. Tartu proovivõtukohta ilmaandmed

Kuupäev	19.09.22	20.09.22	21.09.22	22.09.22	23.09.22	24.09.22	25.09.22	Keskmine
Maksimaalne õhutemperatuur (°C)	13,6	14,2	13,0	12,8	13,4	13,9	12,4	13,3
Minimaalne õhutemperatuur (°C)	6,9	6,8	6,8	6,4	5,4	4,5	3,9	6,7
Sademe hulk (mm)	0,77	0,16	0,95	0,00	0,62	0,00	0,00	0,36

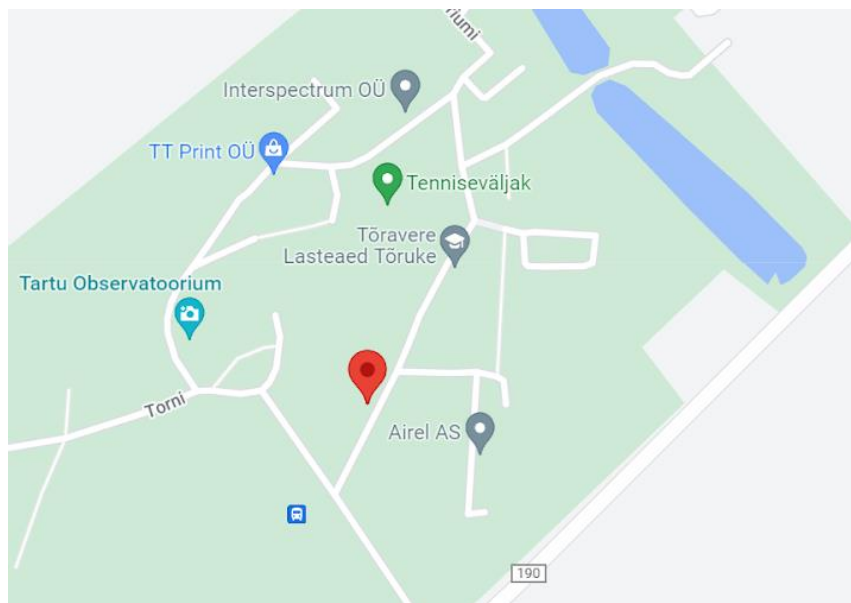
2.1.2. Teine proovivõtukoht Tõraveres

58°15'55.1"N 26°28'04.4"E (58.2653, 26.4679), 73 m merepinnast

Teine proovivõtukoht (joonis 10) oli Tõravere observatooriumi ees olevas pargis, Tartu-Tõravere meteoroloogiajaamast 350 m kaugusel (joonis 11). Kasvukoht oli ebatsugade (*Pseudotsuga*) all poolvarjus. Sambla paksus oli 3–5 cm, sammaltaimede pikkus kuni 10 cm. Alal kasvavad teised taimed olid perekonnad ristik (*Trifolium*) ja võilill (*Taraxacum*) ning liigid harilik raudrohi (*Achillea millefolium*), harilik käbihein (*Prunella vulgaris*) ja süstlehine teeleht (*Plantago lanceolata*). Tõravere proovivõtukohta ilmaandmed on esitatud tabelis 2.



Joonis 10. Tõravere proovivõtukoht (autori foto)



Joonis 11. Tõravere proovivõtukohta asukoht kaardil (Google Maps)

Tabel 2. Tõravere proovivõtukohta ilmaandmed

Kuupäev	19.09.22	20.09.22	21.09.22	22.09.22	23.09.22	24.09.22	25.09.22	Keskmine
Maksimaalne õhutemperatuur (°C)	13,5	14,3	14,0	12,8	12,8	14,0	13,4	13,5
Minimaalne õhutemperatuur (°C)	7,3	7,2	5,2	5,1	2,0	1,3	0,8	4,1
Sademete hulk (mm)	4,4	0,3	0,9	1,3	0,0	0,0	0,0	0,99

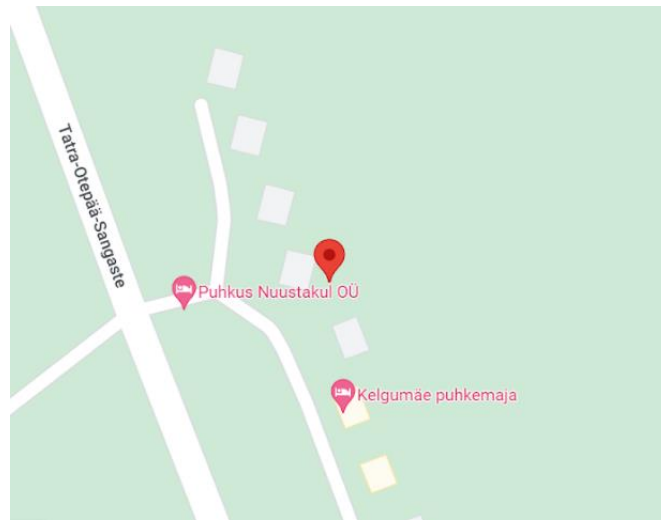
2.1.3. Kolmas proovivõtukoht Nüplis

58°02'13.6"N 26°30'31.7"E (58.0371, 26.5088), 143 merepinnast

Kolmas proovivõtukoht (joonis 12) asus Otepää vallas Nüpli külas Nuustaku puhkemajade peamaja taga, Otepää sademete mõõtejaamast 250 m kaugusel (joonis 13). Kasvukoht oli aed-õunapuu (*Malus domestica*) all poolvarjus. Sambla paksus oli 3–6 cm, sammaltaimede pikkus kuni 11 cm. Alal kasvavad teised taimed olid perekonnad maasikas (*Fragaria*), mailane (*Veronica*), kortsleht (*Alchemilla*) ja võilill (*Taraxacum*) ning liigid harilik raudrohi (*Achillea millefolium*), harilik naat (*Aegopodium podagraria*) ja vesihein (*Stellaria media*). Nüpli proovivõtukohta ilmaandmed on toodud tabelis 3.



Joonis 12. Nüpli proovivõtukoht (autori foto)



Joonis 13. Nüpli proovivõtukooha asukoht kaardil (Google Maps)

Tabel 3. Nüpli proovivõtukooha ilmaandmed

Kuupäev	19.09.22	20.09.22	21.09.22	22.09.22	23.09.22	24.09.22	25.09.22	Keskmine
Maksimaalne õhutemperatuur (°C)	12,5	14,1	12,6	12,6	12,7	13,3	12,0	12,8
Minimaalne õhutemperatuur (°C)	7,0	4,9	7,4	6,3	3,3	0,8	1,4	4,4
Sademete hulk (mm)	4,7	0,0	0,2	0,9	0,0	0,0	0,0	0,83

2.2. Töövahendid

Enamik kasutatud töövahendeid on näidatud joonisel 14.



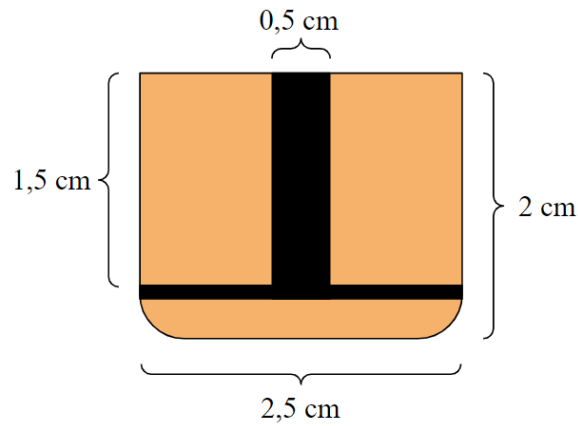
Joonis 14. Töövahendid: 1 – proovikogumistops, 2 – kolb, 3 – klaaspurk, 4 – setituspudel, 5 – Lugoli lahus, 6 – vee voolamise süsteem, 7 – mõõtpipett, 8 – alusklaasi külge kinnitatud Petri tass (autori foto)

Proovide kogumiseks kasutati topse (kõrgus 5 cm, läbimõõt 3 cm, maht ~30 ml) (joonis 14, nr 1). Kuna sammal on õhuline, oli seda vaja ruumala mõõtmiseks kokku suruda, et vähendada mõõtmiseks vaja mineva vee kogust ning lihtsustada ja täpsustada mõõtmist. Kolviga (joonis 14, nr 2) suruti sammalt topsi sees kokku, seevastu vesi pääses kolvis olevatest aukudest läbi. Seeläbi tuli veenivoo paremini nähtavale. Vett, mida kasutati sambla ruumala sukeldamismeetodi teel mõõtmise jaoks, mõõdeti kaaluga (täpsus 1 g). Kuna vee tihedus on 1 g/cm^3 , siis võimaldas selline meetod 1 cm^3 täpsusega vett mõõta, teades, et 1 cm^3 vee mass on 1 g.

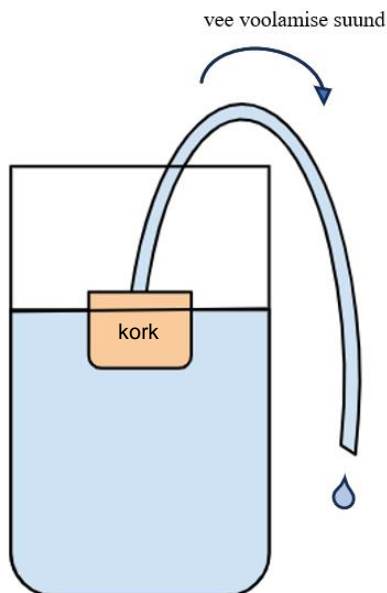
Proovide külmutamiseks kasutati sügavkülmikut (temperatuur -20°C) ja kuivatamiseks pöördõhurežiimil küpsetusahju (kuivatamise ajal temperatuur ligikaudu 30°C). Samblaproovide hüdroloogilise seisundi taastamiseks ning proovide loksutamiseks kasutati 500 ml klaaspurke (joonis 14, nr 3). Loomade uimastamiseks enne loksutamist kasutati karboniseeritud vett. Pärast loksutamist valati proov pudelisse läbi 1 mm avadega sõela, et suurem samblasodi settimispudelisse ei satuks. Proovide setitamiseks kasutati 300 ml pudeleid (joonis 14, nr 4).

Proovide fikseerimiseks kasutati Lugoli lahust (joonis 14, nr 5). Lugol on kaaliumjodiidi (KI) ja joodi (I_2) vesilahus. Lugoli lahusel on teaduses ja meditsiinis palju kasutusvaldkondi, rakubioloogias kasutatakse seda rakkude värvimiseks ja fikseerimiseks (Lugol's iodine, sa, ja sealed viited). Paljud organismid värvuvad Lugoli lahuses pruuniks ning muutuvad seeläbi paremini tuvastatavaks. Tsütoplasma värvub kollakaks, glükogeen pruuniks ja rakutuomad muutuvad nähtavaks. (Lugol's iodine stain, 2014) Lugoli lahust ja seda sisaldavaid proove tuleb hoida pimedas (näiteks tumedas pudelis), sest Lugoli lahust laguneb päikesevalguse käes ja kaotab värviva toime. Samuti tuleb Lugoli lahust sisaldavate proovide värvust aeg-ajalt jälgida ja sinna vajadusel lahust lisada, proovid peaksid olema helepruunid. (Lugol's iodine solution, sa)

Setituspudelitest pealmise, ilma loomadeta vee eemaldamiseks ehitati ristipidi pooleks lõigatud veinipudelikorgist (pooleks lõigatult kõrgus 2 cm ja diameeter 2,5 cm) ja 0,5 cm välisdiameetriga silikoonvoolikust vee voolamise süsteem (joonis 14, nr 6). Korgi ringikujulise osa keskele puuriti 0,5 cm läbimõõduga auk, mis ulatus sellest küljest umbes 1,5 cm kaugusele. Korgi teisest otsast 0,5 cm kaugusele külje peale puuriti väiksemad augud läbimõõduga 1–2 mm, nii et need väiksemad augud ja keskel olev suurem auk said korgi sees kokku ja sealt sai vesi voolata (joonis 15). Suuremasse auku pandi silikoonvooliku ots, voolik lasti vett täis ja selle ots pigistati kinni, et vesi välja ei voolaks. Seejärel pandi kork settimispudelisse olevasse vette nii, et väiksemad augud oleks vees, vooliku teine ots pandi aga settimispudelisse madalamal olevasse kaussi. Voolikut lahti tehes hakkas vesi ühendatud anumate seaduse põhimõttel voolama pudelist kaussi (joonis 16).



Joonis 15. Aukudega kork (autori joonis)



Joonis 16. Vee voolamise süsteem (autori joonis)

Valmis seadetatud ja kontsentreeritud proovi ning analüüsitava osaproovide (ehk lugemite) mõõtmiseks kasutati mõõtpipetti (joonis 14, nr 7). Analüüsitav vedelik pandi alusklaasi ($2,5 \times 7,5$ cm) külge kinnitatud Petri tassi (läbimõõt 4,4 cm, kõrgus 6 mm) (joonis 14, nr 8).

Proove analüüsiti ja organisme loendati Euromex BB.1153-PLi (Euromex Microscopen BV, Duiven, Holland) mikroskoobiga. Loendamisel kasutati 100-kordset suurendust, loomade täpsemaks määramiseks kasutati vajadusel ka 400-kordset suurendust.

2.3. Proovide kogumine ja töötlemine

Metoodika saadi põhiosas juhendaja Taavi Virrolt ja täpsustus töö autori katsete käigus.

Proovid koguti 25.09.2022. Igast proovivõtukohest võeti 9 proovi, kokku 27 samblaproovi. Sammal koguti siis, kui see oli kergelt niiske, et loomad oleks kogumise hetkel aktiivses elustaadiumis. Iga samblaproov koguti eraldi topsi, kuhu oli eelnevalt valatud 8 ml vett. Niisugune veekogus osutus optimaalseks, et veenivoo tuleks sambla ruumala määramise ajal hästi nähtavale, aga samas oleks kuivatamise huvides võimalikult minimaalne. Sambla kogust määrdeti ruumala järgi sukeldamismeetodiga: topsi pandi sammalt, kuni selle maht kokku surudes oli 10 cm³ (topsi peale oli tehtud 20 cm³ juurde märke, vett 8 cm³, sammalt 10 cm³, kokkusurumiskolvi ruumala 2 cm³). Paljudes varasemates uurimustes (Morgan, 1977; Merrifield ja Ingham, 1998) on määrdetud loomade arvukust sambla kuivmassi kohta. See metoodika antud töös ei sobinud, sest sambla massi leidmiseks tuleb sammal ära kuivatada. Kuna eesmärk oli uurida ka külmutamise mõju, siis sambla kuivatamine enne külmutamist oleks tõenäoliselt tulemusi mõjutanud.

Hiljem pandi igast proovivõtukohest 3 proovi (kokku 9) kaheks nädalaks korjamistopsi sees sügavkülma. Igast proovivõtukohest 3 proovi (kokku 9) kuivatati ahjus 2 tunni jooksul madalal kuumusel ära, seejärel jäeti need kaheks nädalaks pealt suletud klaaspurki seisma, et kuivaperiood ja külmaperiood oleks võrdse pikkusega. Kontrollproove (igast proovivõtukohest 3, kokku 9) töödeldi kohe pärast kogumist.

Proovide töötlemiseks pandi samblaproovid eraldi 500 ml klaaspurki (kuivatatud proovid jäid samasse purki) ja hüdroloogilise seisundi taastamiseks valati peale 50 ml toasooja kraanivett. Siis jäeti sammal 24 tunniks pealt suletud purki toatemperatuurile seisma. 24 tunni pärast pandi veel igasse purki 50 ml karboniseeritud vett loomade uimastamiseks ning lasti 30 minutit seista. Uimastamisel lasevad loomad samblast lahti ja neid on lihtsam samblaproovist kätte saada (Thonig jt, 2016). Karboniseeritud vee tõhusust katsetati varem, lisades seda elusproovile ja samal ajal jälgides mikroskoobiga selle mõju eri taksonitele. Ilmnes, et loomad jäid karboniseeritud vee mõjul vähem aktiivsemaks ning ripsloomad lõhkesid.

Seejärel loksutati proovi 5 minutit, et loomad samblast eraldada. Vesi valati läbi sõela pudelisse ning veel samblasse jäänud vesi pressiti sealt sõrmedega läbi sõela välja. Siis pandi sammal purki tagasi, lisati 100 ml vett, loksutati ning seejärel valati vesi jälle läbi sõela pudelisse ning pressiti samblast vesi välja. Sama korrati veel kord, lõpuks oli pudelis vee maht 300 ml. Fikseerimiseks lisati setituspudelisse 3 ml Lugoli lahust ning seejärel jäeti pudel koos veega pimedasse settima, et loomad pudeli põhja vajuksid. Viie päeva pärast kontsentreeriti proov mahuni 30 ml, eemaldades pealt vaba vee, ning proov valati topsi. Valmis proove hoiti pimedas ning aeg-ajalt jälgiti nende värvust, lisades vajadusel Lugoli lahust.

Kontrollproovidest loomade eraldamine toimus 26.09.2022 ja kontsentreerimine 1.10.2022. Külmutatud ja kuivatatud proovide veeseisund taastati 10.10.2022, loomad eraldati sealt 11.10.2022 ja kontsentreeriti 16.10.2022.

2.4. Proovide analüüsimine

Proovide analüüsimine toimus 30.10.2022–8.05.2023. Proovide analüüsimiseks võeti proovitopsist 0,25 ml vedelikku, vaatlustingimuste parendamiseks lahjendati seda 2,5 ml veega ning pandi see alusklaasi külge kinnitatud Petri tassi. Seejärel pandi proov mikroskoobi alla ning preparaati liigutades (loendusanalüüs) loendati ja määrati kõik loomad. Loendustäpsuse suurendamiseks analüüsiti igast proovist viis lugemit. Kokku analüüsiti 135 lugemit. Pandi kirja, mitu igasse taksonisse kuuluvat looma nähti ning määrati dominanttakson. Lugemite loendustulemuste põhjal arvutati populatsioonitihedused. Loendusandmete tabel on lisas 1.

2.5. Andmeanalüüs

Andmete analüüsimiseks arvutati loomade keskmised tihedused ühe cm^3 sambla kohta. Külmutamise ja kuivamise mõju hindamiseks kasutati Mann-Whitney U-testi, mille abil saab võrrelda kahe rühma statistilisi erinevusi (Mann-Whitney U Test Calculator, sa). Mida väiksem on U-väärtus, seda tõenäolisem on, et toimunud muutus pole juhuslik. Seda testi kasutati, kuna andmed ei vastanud normaaljaotusele. Analüüsi käigus võrreldi kontrollproove kuivatatud ja külmutatud proovidega. Analüüside aluseks võeti populatsiooni üldtihedus ning kodaamööbide, uskeriliste, ümarusside ning loimurite keskmine tihedus.

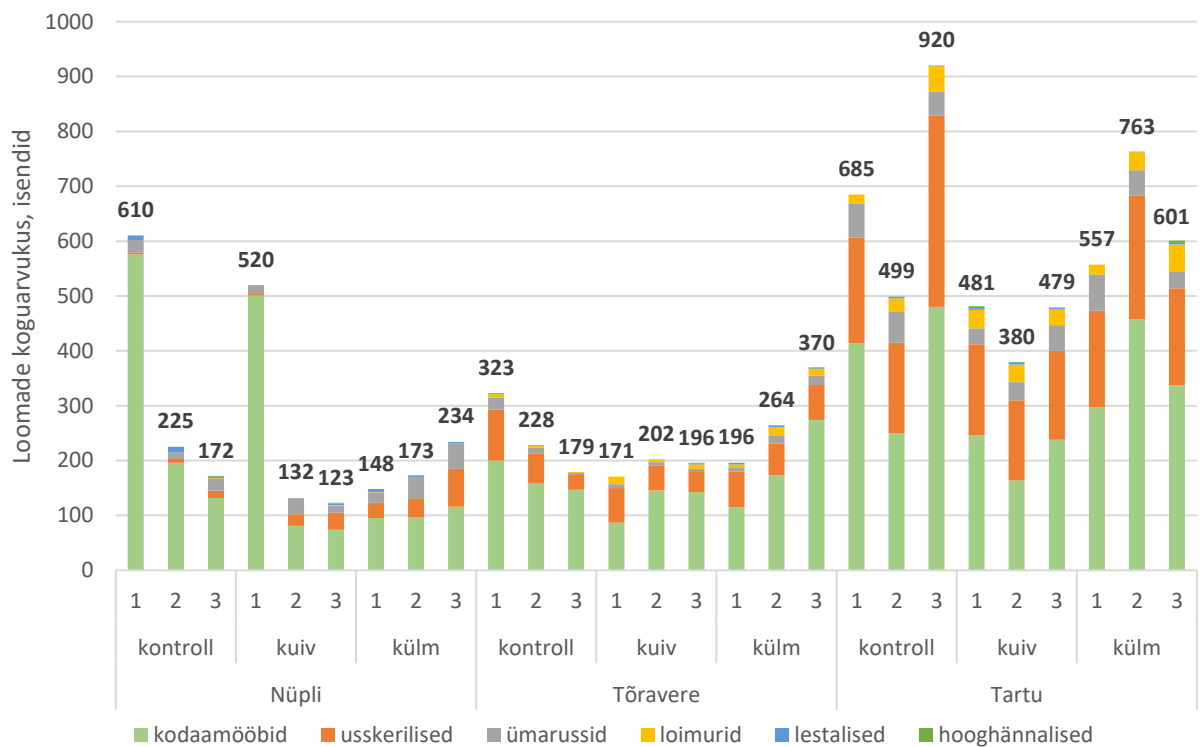
Teiseks uuriti, kas menetlemisel (kontroll, kuivamine, külmutamine), elupaigal (Nüpli, Tõravere, Tartu) ja nende koosmõjul on oluline statistiline mõju loomade tihedusele. Selleks kasutati kahefaktorilist dispersioonanalüüsi [*Two-Way ANOVA (Analysis of Variance)*] mudelit, kus uuritakse kahe faktori mõju ning nende faktorite koosmõju uuritavale faktorile (Tooding, 2014). Andmeanalüüs viidi läbi veebipõhises statistikakeskkonnas (Two Way ANOVA Calculator, sa), kus sõltuvaks tunnuseks on populatsioonitihedus, fikseeritud faktoriks menetlemine (kontroll, kuivatamine või külmutamine) ning juhuslikuks faktoriks elupaik (Nüpli, Tõravere või Tartu). ANOVA analüüsi eelduseks on, et sõltuv tunnus (ehk populatsioonitihedus) vastab normaaljaotusele. Kuna populatsioonitihedused ei vastanud normaaljaotusele, muudeti need enne analüüsimist normaaljaotusele vastavaks, kasutades valemit $\log(n+1)$, kus n on populatsioonitihedus.

Seose olulisust näitab p-väärtus ning see saab varieeruda 0 ja 1 vahel. Mida väiksem on p-väärtus, seda ebatõenäolisem on, et leitud seos on juhuslik. Mõju loeti mõlema analüüsi puhul oluliseks siis, kui p-väärtus on väiksem kui 0,05.

3. TULEMUSED JA ANALÜÜS

Kõikides proovides kokku loendati 9831 looma: 6193 kodaamööbi, 2476 usskerilist, 724 ümarussi, 357 loimurit, 65 lestalist ja 16 hooghännalist. Lisaks leiti proovide analüüsimisel samblast ripsloomi, kes jäid uurimisest kõrvale. Töö käigus selgus, et proovide töötlemise meetoodika ei sobi nende uurimiseks, kuna nad on väikesed ja õhukese kestaga ning seetõttu lõhkesid karboniseeritud vee lisamisel. Samuti olid nad raskesti tuvastatavad.

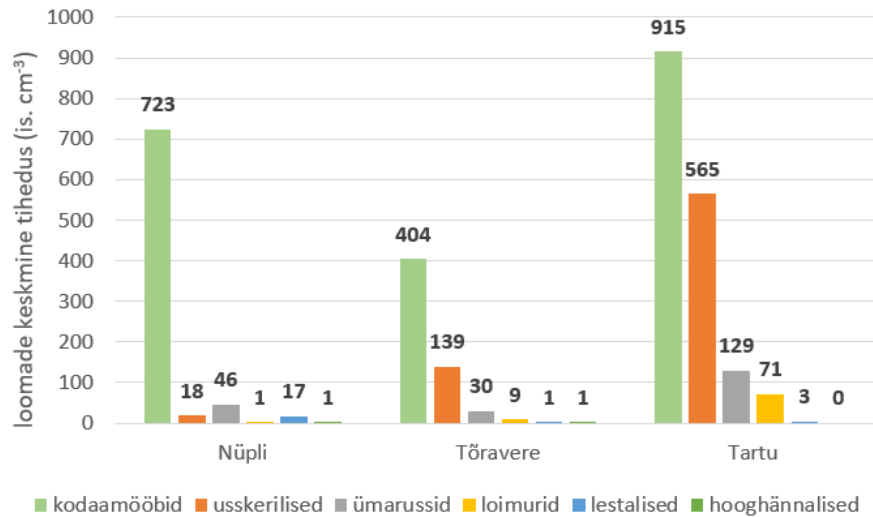
Joonisel 17 on esitatud loomade koguarvukused kõikides proovides (isendite arv igast proovist võetud 5 × 0,25 ml vedelikus). Kõige rohkem loomi oli Tartust võetud proovides (5365). Nüplist võetud proovides oli kokku 2337 looma, Tõravere proovides 2129 looma.



Joonis 17. Loomade koguarvukus taksonite kaupa kõikides proovides

3.1. Loomade keskmine tihedus kontrollproovides

Järgnevalt vaadeldakse ainult kontrollproovide andmeid, mis näitavad koosluste algseisu enne kuivatamist ja külmutamist, et välistada kuivamise ja külmutamise mõju loomade arvukusele. Tulemused on esitatud joonisel 18.



Joonis 18. Loomade keskmine tihedus (isendeid cm^3 kohta, is cm^{-3}) taksonite kaupa kontrollproovides

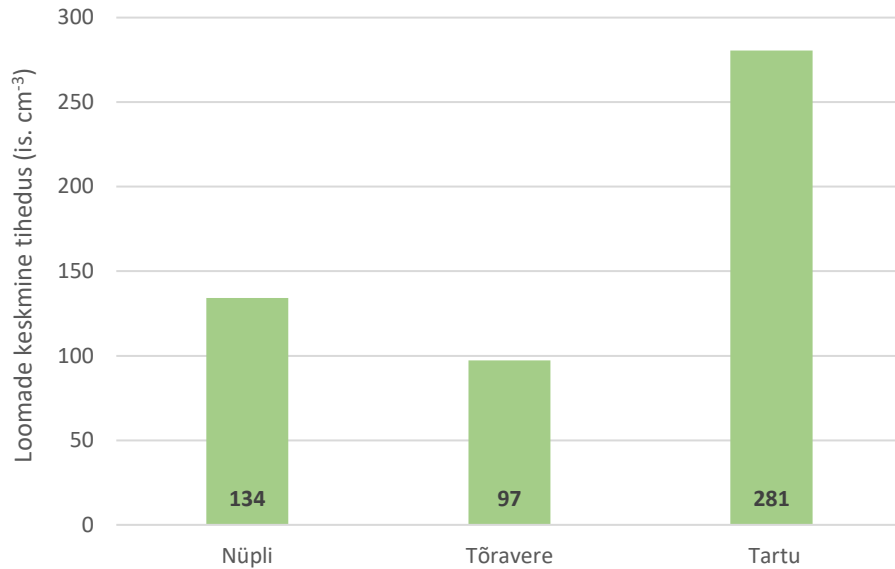
Kõikides proovivõtukohtades oli domineeriv taksonirühm kodaamööbid. Nüplis oli kontrollproovides nende tihedus 723, Tõraveres 404 ja Tartus 915 is cm^{-3} .

Nüpli kontrollproovides oli tiheduselt järgmine takson ümarussid (46 is cm^{-3}). Teiste loomade tihedus oli märgatavalt väiksem: usskeriliste tihedus oli 18, lestaliste tihedus 17 ning loimurite ja hooghännaliste tihedus 1 is cm^{-3} .

Tõravere kontrollproovides oli tiheduselt teine takson usskerilised (139 is cm^{-3}). Ümarusside tihedus oli 30, loimurite tihedus 9, lestaliste ja hooghännaliste tihedus 1 is cm^{-3} .

Tartu kontrollproovides olid tiheduselt teisel kohal samuti usskerilised, kelle tihedus oli oluliselt suurem kui Tõraveres ja Nüplis (565 is cm^{-3}). Ümarusside tihedus oli 129, loimurite tihedus 71, lestaliste tihedus 3 is cm^{-3} ja hooghännalisi ei olnud.

Eri katsealadel erines loomade keskmine tihedus oluliselt (vt joonis 19). Tihedus oli kõige väiksem Tõraveres (97 is cm^{-3}), sellele järgnes Nüpli (134 is cm^{-3}) ja kõige suurem tihedus (281 is cm^{-3}) oli Tartu kontrollproovides.

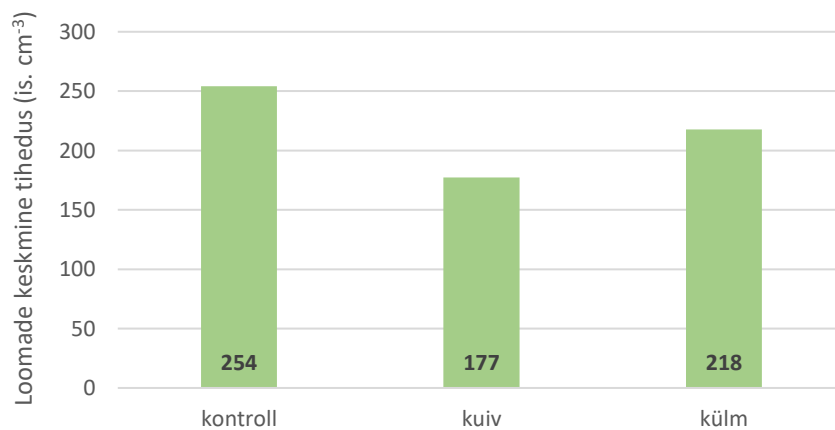


Joonis 19. Loomade keskmine tihedus eri katsealade kontrollproovides

3.2. Kuivamise ja külmumise mõju

Järgnevalt analüüsiti, kuidas kuivamine ja külmumine loomade keskmist tihedust mõjutas.

Kõiki proove omavahel võrreldes selgus, et loomade keskmine tihedus on nii kuivatatud kui külmutatud proovides väiksem kui kontrollproovides: kuivatatud proovides 177 is cm⁻³, külmutatud proovides 218 is cm⁻³ ja kontrollproovides 254 is cm⁻³ (vt joonis 20). Sellest saab järeldada, et külmumine ja kuivamine vähendab kasutatud meetodil kindlakstehtava sambla mikrofauna arvukust, sealjuures on kuivamisel loomade arvukuse vähenemisele suurem mõju kui külmumisel. Statistiliselt pole kuivatamisel ja külmutamisel loomade üldtihedusele olulist mõju (kuivatamisel $U = 25$, $p > 0,05$; külmutamisel $U = 36$, $p > 0,05$).

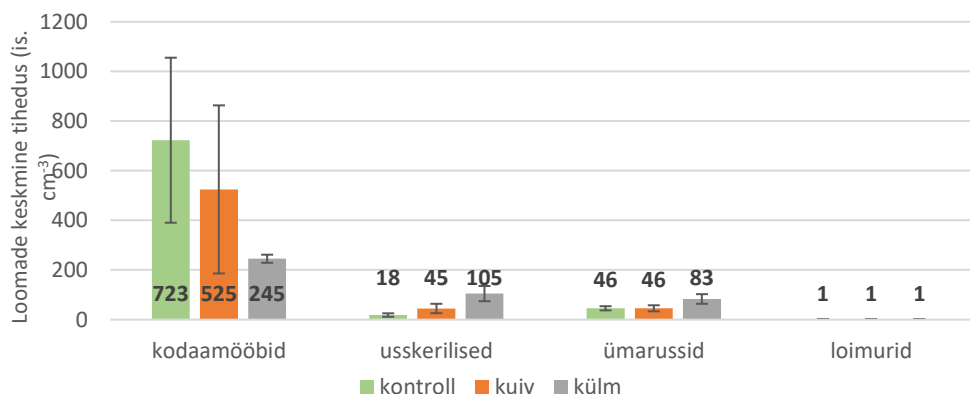


Joonis 20. Loomade keskmine tihedus 1 cm³ samblas kõikides proovides

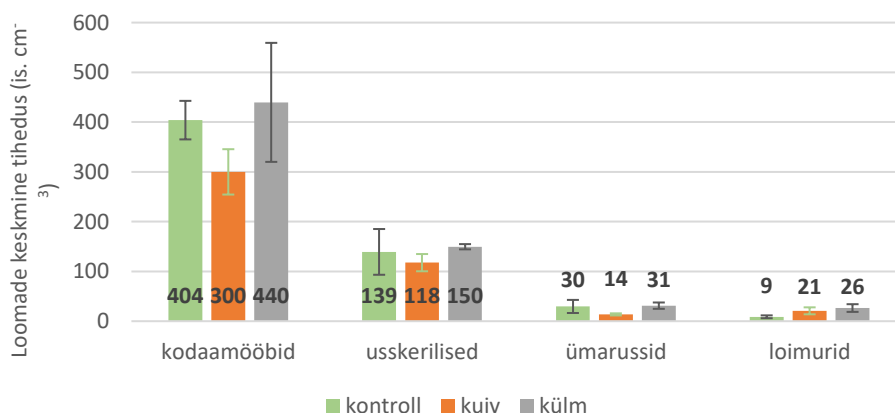
Järgnevalt vaadeldakse isendite keskmist tihedust ühes cm^3 samblas kontroll-, kuivatatud ja külmutatud proovides taksonite kaupa. Kuna eri proovivõtukohtades erines loomade arvukus ja liigiline koosseis märgatavalt, käsitletakse kõigepealt kolme proovivõtukohta andmeid eraldi (joonised 21–23). Lestalist ja hooghännalist jäeti kõrvale, kuna neid oli väga vähe ning nii väheste andmete põhjal ei saa midagi järeldada.

Nüpli tulemused erinesid teistest selle poolest, et külmutatud proovides oli kontrollproovidega võrreldes kodaamööbide tihedus oluliselt väiksem (vastavalt 245 is cm^{-3} ja 723 is cm^{-3}). Tartu külmutatud proovides oli kodaamööbide tihedus kontrollproovidest veidi väiksem (vastavalt 874 is cm^{-3} ja 915 is cm^{-3}), Tõravere proovides aga suurem (vastavalt 440 is cm^{-3} ja 404 is cm^{-3}). Nüpli proovides paistab kodaamööbide puhul silma ka suur standardviga (*standard error*, SE; kontrollproovides $\pm 332,4$, kuivatatud proovides $\pm 338,7$), mis näitab loomade arvukuse suurt varieerumist proovide korduste vahel.

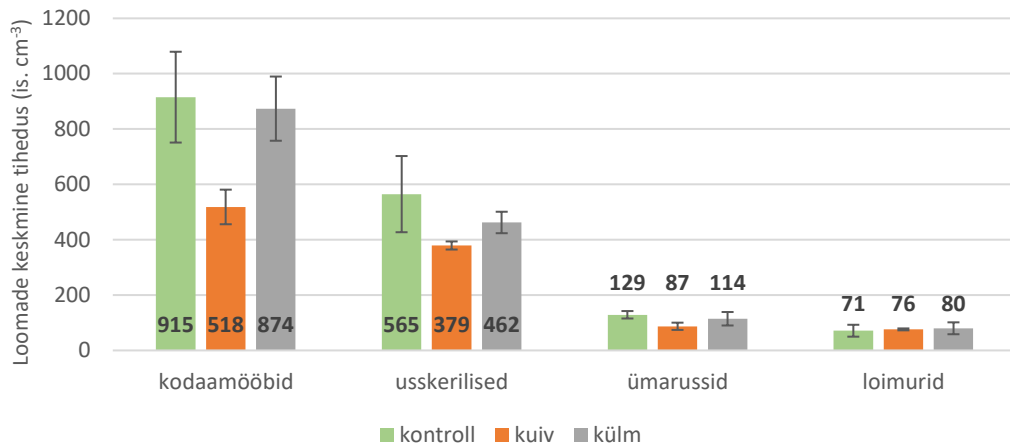
Tartu proovides oli usskeriliste tihedus märgatavalt suurem kui teistes proovivõtukohtades. Hüdroloogilise seisundi muutumisel ei muutunud proovivõtukohtade dominanttakson, kelleks olid kõikides proovides kodaamööbid.



Joonis 21. Eri taksonite keskmine tihedus 1 cm^3 samblas, veajoontega on esitatud standardvead ($\pm \text{SE}$), Nüpli kontroll-, kuivatatud ja külmutatud proovides

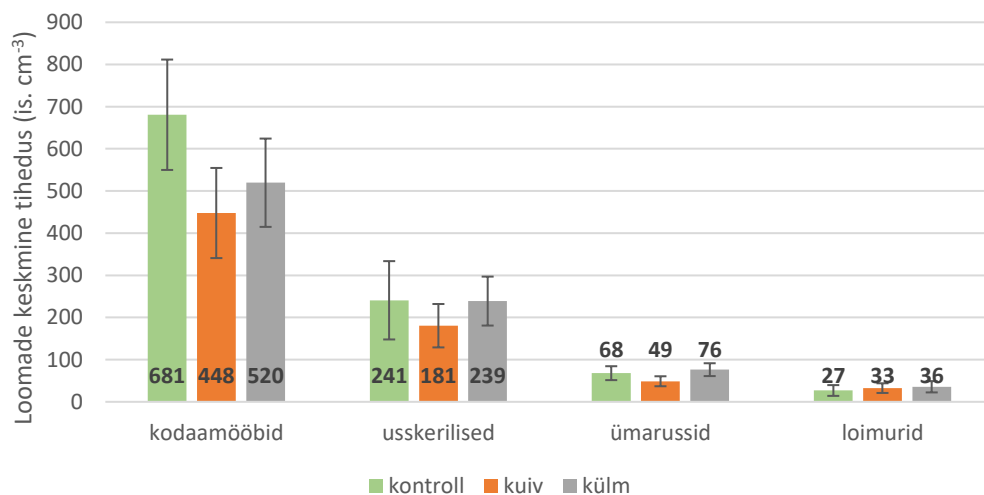


Joonis 22. Eri taksonite keskmine tihedus 1 cm^3 samblas, veajoontega on esitatud standardvead ($\pm \text{SE}$), Tõravere kontroll-, kuivatatud ja külmutatud proovides



Joonis 23. Eri taksonite keskmine tihedus 1 cm³ samblas, veajoontega on esitatud standardvead (\pm SE), Tartu kontroll-, kuivatatud ja külmutatud proovides

Joonisel 24 on kokku võetud kõikide proovivõtukohtade andmed taksonite kaupa.



Joonis 24. Eri taksonite keskmine tihedus 1 cm³ samblas, veajoontega on esitatud standardvead (\pm SE), kõikides kontroll-, kuivatatud ja külmutatud proovides

Kodaamööbide tihedus oli nii kuivatatud kui külmutatud proovides väiksem kui kontrollproovides, vastavalt 448, 520 ja 681 is cm⁻³. Statistiliselt olulist erinevust siin ei esine (kuivatamisel $U = 32$, $p > 0,05$; külmutamisel $U = 37$, $p > 0,05$).

Usskeriliste tihedus oli kuivatatud proovides väiksem kui kontrollproovides (vastavalt 181 ja 241 is cm⁻³ keskmiselt proovi kohta). Külmutatud proovide ja kontrollproovide tihedused (vastavalt 239 ja 241 is cm⁻³) oluliselt ei erinenud. Statistiliselt olulist erinevust samuti ei esinenud (kuivatamisel $U = 40$, $p > 0,05$; külmutamisel $U = 31$, $p > 0,05$).

Ümarusside tihedus oli kuivatatud proovides väiksem (keskmiselt 49 is cm^{-3}) kui kontrollproovides (68 is cm^{-3}) ning külmutatud proovides suurem (76 is cm^{-3}). See näitab, et ümarussid on külmutamisele vastupidavad. Statistiliselt olulist erinevust ei olnud (kuivatamisel $U = 34$, $p > 0,05$; külmutamisel $U = 36$, $p > 0,05$).

Loimurid erinesid teistest vaadeldud taksonitest, kuna nende tihedus oli nii kuivatatud kui ka külmutatud proovides suurem kui kontrollproovides (vastavalt 33, 36, 27 is cm^{-3}). Statistiliselt olulist erinevust siin ei olnud (kuivatamisel $U = 35,5$, $p > 0,05$; külmutamisel $U = 35,5$, $p > 0,05$).

Kahefaktorilisest dispersioonanalüüsist selgus, et loomade üldtiheduse sõltuvus elupaigast, menetlemisest ega mõlemast korraga polnud statistiliselt oluline (p -väärtused vastavalt 0,0893, 0,7981 ja 0,8041). Kodaamööbide tiheduse sõltuvus elupaigast oli statistiliselt oluline ($p = 0,0003$), kuid menetlemisest ning nende koosmõjust ei olnud statistiliselt oluline (p -väärtused 0,8497 ja 0,9997). Usskeriliste tiheduse sõltuvus elupaigast oli samuti statistiliselt oluline ($p = 0,0470$), kuid tiheduse sõltuvus menetlemisest ning menetlemise ja elupaiga koosmõjust ei olnud statistiliselt oluline (p -väärtused vastavalt 0,9457 ja 0,9676). Ümarusside tiheduse sõltuvus elupaigast, menetlemisest ega mõlema koosmõjust polnud statistiliselt oluline (p -väärtused vastavalt 0,5379, 0,9951 ja 0,4692). Loimurite tiheduse sõltuvus elupaigast, menetlemisest ega mõlema koosmõjust korraga polnud samuti statistiliselt oluline (p -väärtused vastavalt 0,2005, 0,9319 ja 0,7871).

4. ARUTELU

Tulemustest selgub, et kuivatamine ja külmutamine mõjutavad niidukähariku loomade keskmist tihedust, kuid statistilist erinevust töödeldud proovide loomade arvukustes ei leitud. Kuivatamine mõjutas loomade keskmist tihedust rohkem kui külmutamine: kõikides kuivatatud proovides oli loomade keskmine tihedus väiksem kui kontrollproovides (va loimurid). Külmutamine vähendas kodaamööbide ja usskeriliste keskmist tihedust, kuid ümarusside ja loimurite keskmine tihedus oli külmutatud proovides suurem kui kontrollproovides. Kuivamise ja külmumise üleelamist võimaldavad protsessid on sarnased ja seetõttu ei ole võimalik täpselt öelda, miks loomad külmumist paremini talusid. Erinevused tulemustes võivad olla osaliselt seletatavad ka kasutatava meetodikaga, mille puhul on oluline loomade efektiivne samblamassist eraldamine.

Käesolevas uurimuses käsitletavatest taksonitest vähenes kodaamööbide arvukus kuivatamisel ja külmutamisel kõige rohkem. Cox (2018) on esile toonud, et kodaamööbid on temperatuuri ja veetingimuste muutuste suhtes väga tundlikud. Erinevalt teistest uuritavatest loomadest elavad kodaamööbid ebasoodsad tingimused üle tsüstina ega tooda teadaolevalt trehaloosi ega muid külmumist takistavaid ega kuivamise mõju vähendavaid aineid. See näitab, et nendel ainetel on kuivamise ja külmumise üleelamiseks oluline roll.

Erinevalt teistest vaadeldud taksonitest oli loimurite tihedus nii kuivatatud kui ka külmutatud proovides suurem kui kontrollproovides, kuid erinevus ei olnud proovide vahel statistiliselt oluline. See on kooskõlas varasema uurimuse tulemusega, mille kohaselt on loimurid külmumise ja kuivamise suhtes väga vastupidavad (Thorp ja Covich, 2009, lk 467).

Mann-Whitney U-testist külmumise ja kuivamise oluline statistiline mõju välja ei tulnud. See võib tuleneda nii proovivõtukohtade kui ka proovide vähesusest. Siiski on andmete visuaalsel võrdlemisel külmutamisel ja kuivatamisel teatud mõju arvukustele olemas ning andmete statistilise olulisuse täpsemaks hindamiseks on vaja teha lisauuringuid.

Kahefaktorilisest dispersioonanalüüsist selgus, et elupaigal on statistiliselt oluline mõju kodaamööbide ja usskeriliste keskmisele tihedusele.

Eri elupaiku võrreldes selgus, et loomade tihedus oli kõige suurem Tartu linnas asuvas proovivõtukohtas. Varasemates uuringutes (Peretti ja Zullini, 1986; Mitchell jt, 2000) on välja toodud, et saastatud piirkondades on mikrofauna arvukus väiksem. Seega ei ole käesoleva uuringu tulemus varasemate uuringutega kooskõlas ning vajab seetõttu lisauuringuid, kas leitud loomade suurem arvukus Tartu linnas on juhuslik. Samas olid kõik proovivõtukohtad asustatud kohtades ning edaspidi tasuks neid tulemusi võrrelda ka asustamata piirkondadest võetud proovidega.

Ilmastikuolud olid proovivõtukohtades sarnased. Nädala keskmine maksimaalne õhutemperatuur oli vahemikus 12,8–13,5°C. Minimaalne temperatuur erines rohkem, olles

Tõraveres 4,1°C, Nüplis 4,4°C, kuid Tartus kõrgem, 6,7°C. Nädala keskmine sademete hulk varieerus 0,36 mm Tartus, 0,83 mm Nüplis, 0,99 mm Tõraveres. Tartus oli seega õhutemperatuur veidi kõrgem ja sademeid veidi vähem, kuid nii väheste andmete põhjal ei saa järeldusi teha, kas nii väike erinevus võis loomade arvukust mõjutada.

Uuring viidi läbi ainult niidukähariku näitel, et välistada eri samblaliikide võimalikku mõju tulemustele. Samas on uuringud näidanud, et eri liiki sammaldel on erinev mikrofauna struktuur, mis võib tuleneda nii sambla omadustest kui ka kasvukohast (Šatkauskienė ja Vosyliūtė, 2010; Jonsson jt, 2015). Seetõttu võivad teistel samblaliikidel tehtud uuringutel olla teistsugused tulemused.

Töö üks eesmärk oli meetodika väljatöötamine ja katsetamine. Meetodika sobis siinse töö eesmärkide saavutamiseks, kuid samblaproove analüüsides ilmnas, et see ei sobi ripsloomade uurimiseks, sest karboniseeritud vee lisamisel nad lõhkesid. Sambla koguse määramine kuivmassi järgi oleks ilmselt täpsem, aga käesolevas töös ei saanud seda kasutada, sest sambla kuivatamine enne külmutamist oleks tõenäoliselt tulemusi mõjutanud.

Siinses töös kuivatati ja külmutati proovid katsetingimustes ning temperatuur ja niiskus muutusid võrreldes looduslike tingimustega järsemalt. Mikrofauna arvukuse uurimine looduslikes tingimustes võib anda teistsuguse tulemuse. Kuna selline uurimus on Eestis esmakordne, viidi see läbi kontrollitavates tingimustes, et välistada looduses toimuvate juhuslike muutuste mõju.

Varasemate analoogiliste uurimuste tulemustega ei saa käesolevat tööd täpsemalt võrrelda, sest eri uurimustes on samblaproovid kogutud väga erinevates kliimaatilistes tingimustes, näiteks polaaraladelt, ja seetõttu need pole kohalike oludega võrreldavad. Mõned uurimused on vaadelnud pikaajalisi protsesse, siinses töös analüüsiti ainult ühel päeval kogutud proove. Lisaks on paljudes uurimustes mõõdetud loomade arvukust sambla massi kohta, aga käesolevas töös selle ruumala kohta. Kuna tegu on pilootuuringuga, siis ei olnud teiste töödega võrdlemine töö eesmärk.

Kui on teada, kuidas loomad keskkonnatingimustele reageerivad, saab seda uurimust aluseks võtta järgnevates mahukamates uuringutes. Käesolevas töös loomi liikideni ei määratud, kuid edaspidi võiks uurida ka liikide esinemist ja levikut. Samuti tuleks edaspidi uurida teiste keskkonnatingimuste mõju sambla mikrofaunale ning saadud tulemusi on võimalik kasutada bioindikatsioonis.

KOKKUVÕTE

Uurimistöö eesmärk oli niidukähariku näitel välja selgitada, missugune on sambla mikrofauna koosluse struktuur ning kas ja millisel määral mõjutab külmumine ja kuivamine eri organismirühmade arvukust. Selline töö tehti Eestis esmakordselt ja ka maailmas on uuringuid sammalde mikrofauna kohta väga vähe. Uurimisobjektideks olid niidukäharikul esinevad mikrofauna rühmad: loomariiki kuuluvad usskerilised, ümarussid, loimurid, leсталised, hooghännalised ning protistide hulka kuuluvad kodaamööbid.

Uuringus koguti andmeid kolmest proovivõtukohest Tartus, Nüplis ja Tõraveres. Igast kohast võeti üheksa proovi, millest kolm kuivatati, kolm külmutati ja kolm jäi kontrolliks. Kokku koguti 27 samblaproovi. Igast proovist võeti viis lugemit, kokku analüüsiti 135 lugemit. Mikroskoopiliselt määrati ja loendati kõik loomad. Külmumise ja kuivamise mõju hindamiseks kasutati Mann-Whitney U-testi. Menetluse, elupaiga ja nende koosmõju hindamiseks kasutati kahefaktorilist dispersioonanalüüsi (*Two-Way ANOVA*) mudelit.

Kõikides proovides kokku loendati 9831 looma: 6193 kodaamööbi, 2476 usskerilist, 724 ümarussi, 357 loimurit, 65 leсталist ja 16 hooghännalist. Kodaamööbid olid kõikide proovivõtukohtade dominantrühmaks.

Eri katsealadelt kogutud andmete tulemused olid väga varieeruvad. Loomade tihedus oli kõige väiksem Tõravere kontrollproovides (97 isendit cm^{-3}), sellele järgnes Nüpli (134 is cm^{-3}) ja kõige suurem tihedus (281 is cm^{-3}) oli Tartu kontrollproovides. Proovid koguti samal päeval, ilmastikuolud olid proovivõtukohtades sarnased ega mõjutanud tõenäoliselt tulemust.

Nii kuivatatud kui ka külmutatud proovides oli loomade keskmine tihedus väiksem kui kontrollproovides: kontrollproovides 254 is cm^{-3} , kuivatatud proovides 177 is cm^{-3} , külmutatud proovides 218 is cm^{-3} . Kuivatamine mõjutas loomade arvukust rohkem kui külmutamine. Kuna külmumise ja kuivamise üleelamist võimaldavad protsessid on sarnased, ei saa täpselt öelda, miks oli kuivamisel suurem mõju. Välistatud ei ole ka kasutatud meetodikast tulenev erisus.

Loomade keskmist tihedust ühe cm^3 sambla kohta taksonite kaupa vaadeldes ilmnes, et kõige rohkem vähenes kuivatamisel ja külmutamisel kodaamööbide keskmine tihedus. Seega on nad temperatuuri ja veetingimuste muutumise suhtes kõige tundlikumad. Vaadeldud taksonitest on kodaamööbid ainsad, kes teadaolevalt ei tooda külmumise ja kuivamise üleelamist võimaldavaid aineid (näiteks trehaloos, glütserool, valgud) ja reageerivad ilmselt seetõttu kõige rohkem. Ka usskeriliste tihedus oli kuivatatud ja külmutatud proovides väiksem kui kontrollproovides, kuid erinevus polnud nii suur kui kodaamööbide puhul. Ümarusside tihedus oli kuivatatud proovides väiksem kui kontrollproovides, kuid külmutatud proovides suurem. Loimurid erinesid teistest taksonitest, kuna nende tihedus oli nii kuivatatud kui külmutatud proovides suurem kui kontrollproovides. See näitab nende vastupidavust hüdroloogilise seisundi muutumisele.

Mann-Whitney U-test näitas, et kuivamisel ja külmumisel pole olulist statistilist mõju loomade tihedusele. Kahefaktorilisest dispersioonanalüüsist selgus, et elupaigal on oluline statistiline mõju kodaamööbide ja uskeriliste keskmisele tihedusele.

Kokkuvõtvalt võib järeldada, et hüdroloogilise seisundi järsud muutused muudavad sambla mikrofauna koosluste struktuuri ning mõju võib olla eri rühmadele erinev.

SUMMARY

The impact of drying and freezing on the moss microfauna community structure: a pilot study on the example of springy turf-moss (*Rhytidiadelphus squarrosus*)

The water film on moss serves as a habitat for many microinvertebrates and protists. Moss microfauna requires liquid water for active life processes. However, as mosses cannot provide such conditions continuously, the organisms need to be resistant to drought and freezing.

The paper aimed to determine the structure of moss microfauna communities and to assess how freezing and drying affect the abundance of different groups of microorganisms. This work was conducted for the first time in Estonia, and there are very few studies on moss microfauna worldwide.

The study focused on microfauna groups living on the springy turf-moss (*Rhytidiadelphus squarrosus*): testate amoebae (Orders *Arcellinida* and *Euglyphida*), bdelloid rotifers (Class *Bdelloidea*), nematodes (Phylum *Nematoda*), tardigrades (Phylum *Tardigrada*), mites (Superorders *Acariformes* and *Parasitiformes*) and springtails (Order *Collembola*).

Data were collected from three sites in South Estonia (Tartu, Nüpli, and Tõravere). Nine samples were taken from each location, with three samples dried, three frozen, and three left as controls. In total, 27 moss samples were collected. Five counts were taken from each sample, resulting in the analysis of 135 counts. All the animals were identified and counted under a microscope.

A total of 9,831 animals were counted in all samples: 6,193 testate amoebae, 2,476 bdelloid rotifers, 724 nematodes, 357 tardigrades, 65 mites, and 16 springtails. Testate amoebae were the dominant species at all sites.

The results from different sites varied significantly. Examining the average density of animals per 1 cm³ of moss revealed that the lowest density was in the control samples collected from Tõravere (97 specimens per cm³), followed by Nüpli (134 specimens per cm³), and the highest density of specimens (281 per cm³) was in the control samples from Tartu. The samples were collected on the same day, and the weather conditions at the sites were similar, likely not affecting the results.

Both dried and frozen samples had a lower average density than control samples: 254 specimens per cm³ in control samples, 177 specimens per cm³ in dried samples, and 218 specimens per cm³ in frozen samples. This suggests that moss microfauna responds to changes in hydrological conditions. The analysis revealed that the average density of testate amoebae decreased the most after drying and freezing. Thus, they are the most sensitive to changes in water conditions. The density of bdelloid rotifers was lower in dried and frozen samples than in control samples, but the difference was not as significant as with testate

amoebae. The density of nematodes was lower in dried samples than in control samples but higher in frozen samples. Tardigrades differed from other taxa as their density was higher in both dried and frozen samples than in control samples, indicating their resilience to changes in hydrological conditions. The differences were not statistically significant between the treatments but were proved to be statistically different in case of the locations.

In conclusion, this study demonstrated that freezing and drying affect the abundance of moss microfauna and different taxa might react differently to changes in hydrological conditions. Different sites encompass microfauna with variable structure and abundance.

KASUTATUD ALLIKAD

Abrikossov, G., Bekker, E., Levinson, L., Matvejev, B., Paramonov, A. 1960. Selgrootute zooloogia. Tallinn: Eesti Riiklik Kirjastus.

Animal Life Resource. Springtails: Collembola. Behavior and reproduction. Kättesaadav: <https://animals.irank.org/pages/2285/Springtails-Collembola-BEHAVIOR-REPRODUCTION.html> (28.10.2023).

Anthony, S. E. 2019. Thermal biology of temperate and high-latitude arachnids. Doktoritöö. The University of Western Ontario, Electronic Thesis and Dissertation Repository. 6094. <https://ir.lib.uwo.ca/etd/6094>.

Barreto, C., Lindo, Z. 2020. Armored mites, beetle mites, or moss mites: The Fantastic World of Oribatida. *Frontiers for Young Minds*, 8, 1–9. <https://doi.org/10.3389/frym.2020.545263>.

Bates, J. W. 1998. Is “Life-Form” a Useful Concept in Bryophyte Ecology? *Oikos*, 82, 223–237. <https://www.jstor.org/stable/3546962?origin=JSTOR-pdf>.

Chinery, M. 2005. Euroopa putukad. Tallinn: Eesti Entsüklopeediakirjastus.

Clark, M. S., Thorne, M. A., Purać, J., Burns, G., Hillyard, G., Popović, Ž. D., Grubor-Lajšić, G., Worland, M. R. 2009. Surviving the cold: molecular analyses of insect cryoprotective dehydration in the Arctic springtail *Megaphorura arctica* (Tullberg). *BMC Genomics*, 10, 328. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-10-328>.

Coleman, D. C. 2013. Soil Biota, Soil Systems, and Processes. *Encyclopedia of Biodiversity*, 6, 580–589. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-384719-5.00128-3>.

Cox, L. 2018. Testate amoebae: Using microbes to understand the past. Microbiology Society. Kättesaadav: <https://microbiologysociety.org/blog/testate-amoebae-using-microbes-to-understand-the-past.html> (16.07.2023).

Dalcon Environmental. Lugol's iodine solution. Kättesaadav: <https://www.dalconenvironmental.com.au/general-information/lugols-iodine-solution/> (04.08.2022).

Dalynn Biologicals 2014. Lugol's iodine stain. Kättesaadav: https://www.dalynn.com/dyn/ck_assets/files/tech/SL95.pdf (04.08.2022).

De Klerk, P., Bobrov, A., Theuerkauf, M., Joosten, H. 2020. Short-distance distribution patterns of testate amoebae in an Arctic ice-wedge polygon mire (Berelekh-Indigirka lowlands, NE Siberia). *Polar Biology*, 43, 1321–1340. <https://doi.org/10.1007/s00300-020-02711-5>.

eElurikkus. Arachnida: ämblikulaadsed. Kättesaadav: <https://elurikkus.ee/bie-hub/species/11575#classification> (27.20.2023).

- eElurikkus. *Collembola*: hooghännalised. Kättesaadav: <https://elurikkus.ee/bie-hub/species/11591#classification> (28.10.2023).
- eSEIS – eesti samblike e-infosüsteem 2021. *Rhytidiadelphus squarrosus* – niidukäharik. Kättesaadav: https://eseis.ut.ee/efloora/Eesti-vte/species/Rhytidiadelphus_squarrosus.html (04.08.2022).
- Garey, J., McInnes, S., Nichols, P. 2008. Global diversity of tardigrades (Tardigrada) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595, 101–106. https://doi.org/10.1007/978-1-4020-8259-7_12.
- Gilbert, D., Amblard, C., Bourdier, G., Francez, A.-J., Mitchell, E. 2000. Feeding habits of testate amoeba. A review. *L'Année Biologique*, 39. https://www.researchgate.net/publication/263590444_Feeding_habits_of_testate_amoeba_A_review.
- Giribet, G., Carranza, S., Baguñá, J., Riutort, M., Ribera, C. 1996. First molecular evidence for the existence of a Tardigrada + Arthropoda clade. *Molecular Biology and Evolution*, 13, 76–84. <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a025573>.
- Glime, J. M. 2021. Bryophyte Ecology, Volume 2: Bryological Interaction. Michigan Technological University. <https://digitalcommons.mtu.edu/bryophyte-ecology2/>.
- Holmstrup, M. 2018. Screening of cold tolerance in fifteen springtail species. *Journal of Thermal Biology*, 77, 1–6. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2018.07.017>.
- Holmstrup, M. 2019. Water relations and drought sensitivity of *Folsomia candida* eggs (Collembola: Isotomidae). *European Journal of Entomology*, 116, 229–234. <https://doi.org/10.14411/eje.2019.025>.
- Huttunen, S., Bell, N., Hedenäs, L. 2018. The Evolutionary Diversity of Mosses – Taxonomic Heterogeneity and its Ecological Drivers. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 37, 128–174. <https://doi.org/10.1080/07352689.2018.1482434>.
- Jonsson, M., Kardol, P., Gundale, M. J., Bansal, S., Nilsson, M.-C., Metcalfe, D. B., Wardle, D. A. 2015. Direct and Indirect Drivers of Moss Community Structure, Function, and Associated Microfauna Across a Successional Gradient. *Ecosystems*, 18, 154–169. <https://doi.org/10.1007/s10021-014-9819-8>.
- Keskkonnaagentuur | Ilm. Kättesaadav: <https://www.ilmateenistus.ee/> (13.11.2023).
- Kiontke, K., Fitch, D. H. A. 2013. Nematodes. *Current Biology*, 23, 862–864. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2013.08.009>.
- Kosakyan, A., Gomaa, F., Lara, E., Lahr, D. J. G. 2016. Current and future perspectives on the systematics, taxonomy and nomenclature of testate amoebae. *European Journal of Protistology*, 55, 105–117. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ejop.2016.02.001>.

- Lindo, Z., Gonzalez, A. 2010. The Bryosphere: An Integral and Influential Component of the Earth's Biosphere. *Ecosystems*, 13, 612–627. <https://doi.org/10.1007/s10021-010-9336-3>.
- Łuców, D., Küttim, M., Słowiński, M., Kołaczek, P., Karpińska-Kołaczek, M., Küttim, L., Salme, M., Lamentowicz, M. 2022. Searching for an ecological baseline: Long-term ecology of a post-extraction restored bog in Northern Estonia. *Quaternary International*, 607, 65–78. <https://doi.org/10.1016/j.quaint.2021.08.017>.
- Merrifield, K., Ingham, R. E. 1998. Nematodes and Other Aquatic Invertebrates in *Eurhynchium oreganum* from Mary's Peak, Oregon Coast Range. *The Bryologist*, 101, 505–511. <https://doi.org/10.2307/3244525>.
- Miller, W. R. 2011. Tardigrades. *American Scientist*, 99, 384. <https://www.americanscientist.org/article/tardigrades>.
- Mitchell, E. A. D., Buttler, A., Grosvernier, P., Rydin, H., Albinsson, C., Greenup, A. L., Heijmans, M. M. P. D., Hoosbeek, M. R., Saarinen, T. 2000. Relationships among testate amoebae (Protozoa), vegetation and water chemistry in five Sphagnum-dominated peatlands in Europe: Testate amoeba, vegetation and water chemistry in bogs. *New Phytol*, 145, 95–106. <https://www.jstor.org/stable/2588864>.
- Mitchell, E. A. D., Charman, D. J., Warner, B. G. 2007. Testate amoebae analysis in ecological and paleoecological studies of wetlands: past, present and future. *Biodiversity and Conservation*, 17, 2115–2137. <https://doi.org/10.1007/s10531-007-9221-3>.
- Morgan, C. I. 1977. Population Dynamics of two Species of Tardigrada, *Macrobiotus hufelandii* (Schultze) and *Echiniscus (Echiniscus) testudo* (Doyere), in Roof Moss from Swansea. *The Journal of Animal Ecology*, 46, 263–279. <https://www.jstor.org/stable/3960?origin=JSTOR-pdf>.
- Murray, J. 1907. Part III. Antarctic Rotifera. British Antarctic Expedition. <https://www.quekett.org/wp-content/uploads/2017/02/murray-antarctic-rotifera.pdf>.
- Niinemets, E., Pensa, M., Charman, D. J. 2011. Analysis of fossil testate amoebae in Selisoo Bog, Estonia: local variability and implications for palaeoecological reconstructions in peatlands. *Boreas*, 40, 367–378. <https://doi.org/10.1111/j.1502-3885.2010.00188.x>.
- Peretti, E., Zullini, A. 1986. Lead pollution and moss-inhabiting nematodes of an industrial area. *Water, Air and Soil Pollution*, 27, 403–410. <https://doi.org/10.1007/BF00649421>.
- Raudna-Kristoffersen, M. 2018. Sammalde mikrofauna: koosluste struktuur ning seda kujundavad peamised keskkonnategurid. Bakalaureusetöö. Tartu Ülikool: ökoloogia ja maateaduste instituut. http://dspace.ut.ee/bitstream/handle/10062/63530/Raudna_Kristoffersen_bakalaureusetoo_2018.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

Reintam, L. Märksõnu mullateadusest ja ökoloogiast. Eesti Maaülikool, mullateaduse ja agrokeemia osakond. Kättesaadav:

<https://kogud.emu.ee/mullamuuseum/?p=glossary&char=%C3%96> (11.02.2023).

Ricci, C., Fontaneto, D. 2009. The importance of being a bdelloid: Ecological and evolutionary consequences of dormancy. *Italian Journal of Zoology*, 76, 240–249.

<https://doi.org/10.1080/11250000902773484>.

Ricci, C., Melone, G. 2000. Key to the identification of the genera of Bdelloid Rotifers. *Hydrobiologia*, 418. 73–80. <https://doi.org/10.1023/A:1003840216827>.

Schill, R. O., Jönsson, K. I., Pfannkuchen, M., Brümmer, F. 2011. Food of tardigrades: a case study to understand food choice, intake and digestion. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 49, 66–70. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0469.2010.00601.x>.

Schratzberger, M., Ingels, J. 2018. Meiofauna matters: The roles of meiofauna in benthic ecosystems. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 502, 12–25.

<https://doi.org/10.1016/j.jembe.2017.01.007>.

Schuster, R., Greven, H. 2007. A long-term study of population dynamics of tardigrades in the moss *Rhytidiadelphus squarrosus* (Hedw.) Warnst. *Journal of Limnology*, 66, 141–151.

<https://doi.org/10.4081/jlimnol.2007.s1.141>.

Social Science Statistics. Mann-Whitney U Test Calculator. Kättesaadav:

<https://www.socscistatistics.com/tests/mannwhitney/> (11.02.2024).

Sømme, L. 1996. Anhydrobiosis and cold tolerance in tardigrades. *European Journal of Entomology*, 93, 349–357. <https://www.eje.cz/pdfs/eje/1996/03/07.pdf>.

Statistics Kingdom. Two Way ANOVA Calculator. Kättesaadav:

<https://www.statskingdom.com/two-way-anova-calculator.html> (07.02.2024).

Suen, C., Gillett-Kaufman, J. L. 2020. Tardigrada (Spallanzani, 1777). Featured Creatures. Entomology & Nematology. University of Florida.

<https://entnemdept.ufl.edu/creatures/MISC/tardigrade.html>.

Šatkauskienė, I., Vosyliūtė, R. 2010. Microfauna of Moss (Bryophyta: Bryopsida) from Four Regions of Lithuania. *Acta Zoologica Lituanica*, 20, 225–231.

<https://doi.org/10.2478/v10043-010-0024-5>.

Zawierucha, K., Kaźmierski, A. 2012. The first records of tardigrades (Tardigrada, Eutardigrada) from Estonia. *Zoology and Ecology*, 22, 111–113.

<https://doi.org/10.1080/21658005.2012.696885>.

Tartu Ülikooli Füüsika instituudi ilmajaam, TÜ keskkonnafüüsika labor. Meteo. Kättesaadav: <https://meteo.physic.ut.ee/> (13.11.2023).

Thonig, A., Knott, K. E., Kesäniemi, J. E., Winding Hansen, B., Banta, G. T. 2016. Population and reproductive dynamics of the polychaete *Pygospio elegans* in a boreal estuary complex. *Invertebrate Biology*, 135, 370–384. <https://doi.org/10.1111/ivb.12149>.

Thorp, J. H., Covich, A. P. 2009. Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates, 3rd Edition. Academic Press.

Tooding, L.-M. 2014. Dispersioonanalüüs. K. Rootalu, V. Kalmus, A. Masso, ja T. Vihalemm (toim). Tartu Ülikool, sotsiaalse analüüsi meetodite ja metodoloogia õpibaas. Kättesaadav: <https://samm.ut.ee/dispersioonanalyyis> (11.02.2024).

Wikepeedia. Mikrofauna. Kättesaadav: <https://et.wikipedia.org/wiki/Mikrofauna> (21.08.2022).

Wikipedia. Cryptobiosis. Kättesaadav: <https://en.wikipedia.org/wiki/Cryptobiosis> (08.09.2022).

Wikipedia. Lugol's iodine. Kättesaadav: https://en.wikipedia.org/wiki/Lugol%27s_iodine (04.08.2022).

Wikipedia. Mite. Kättesaadav: <https://en.wikipedia.org/wiki/Mite> (03.10.2023).

Wikepeedia. Moss. Kättesaadav: <https://en.wikipedia.org/wiki/Moss> (15.09.2023).

Wikipedia. Testate amoebae. Kättesaadav: https://en.wikipedia.org/wiki/Testate_amoebae (07.11.2023).

Yule, C. M., Yong, H. S. 2004. Freshwater Invertebrates of the Malaysian Region. Kuala Lumpur: Academy of Sciences Malaysia.

LISA 1. LOENDUSANDMETE TABEL

		loendamise kuupäev	kodaamööbid	usskerilised	ümarussid	loimurid	lestalised	hooghännalised
Nüpli kontroll 1	1	28.03.2023	122	1	7	0	2	0
	2	30.03.2023	114	0	4	0	4	0
	3	04.05.2023	112	1	5	0	1	0
	4	08.05.2023	121	1	3	0	0	0
	5	08.05.2023	107	0	4	0	1	0
Nüpli kontroll 2	1	08.12.2022	45	2	1	0	3	0
	2	08.12.2022	39	3	4	0	3	0
	3	02.03.2023	36	0	2	0	3	0
	4	02.03.2023	39	1	2	0	1	0
	5	02.03.2023	37	1	3	0	0	0
Nüpli kontroll 3	1	19.02.2023	28	3	5	1	0	0
	2	23.02.2023	28	1	4	0	0	1
	3	26.02.2023	27	3	4	0	1	0
	4	26.02.2023	25	3	5	0	1	0
	5	26.02.2022	24	3	4	0	1	0
Nüpli kuiv 1	1	18.01.2023	87	1	3	0	0	0
	2	20.01.2023	96	1	2	0	0	0
	3	21.01.2023	116	2	3	0	0	0
	4	24.01.2023	108	0	4	0	0	0
	5	24.01.2023	94	0	3	0	0	0
Nüpli kuiv 2	1	27.01.2023	15	4	6	0	0	0
	2	27.01.2023	16	3	5	0	0	0
	3	31.01.2023	18	1	9	0	1	0
	4	31.01.2023	17	9	4	0	0	0
	5	03.02.2023	15	4	5	0	0	0
Nüpli kuiv 3	1	03.02.2023	18	6	3	0	1	0
	2	03.02.2023	14	5	3	0	0	1
	3	03.02.2023	15	6	2	0	0	0
	4	09.02.2023	12	8	3	0	1	0
	5	09.02.2023	15	6	2	1	1	0
Nüpli külm 1	1	10.02.2023	17	5	5	0	0	0
	2	10.02.2023	18	8	2	1	1	0
	3	10.02.2023	21	4	3	0	1	0
	4	10.02.2023	19	5	3	0	0	0
	5	10.02.2023	20	6	6	0	3	0
Nüpli külm 2	1	11.02.2023	20	7	8	0	2	0
	2	11.02.2023	18	8	8	0	0	0
	3	14.02.2023	22	6	8	0	0	1
	4	14.02.2023	16	8	6	0	0	0
	5	14.02.2023	20	5	9	0	1	0
Nüpli külm 3	1	14.02.2023	23	13	11	0	1	0
	2	16.02.2023	24	15	10	0	1	0
	3	19.02.2023	25	13	8	0	0	0
	4	19.02.2023	21	13	10	0	0	0
	5	19.02.2023	23	15	7	0	1	0

	loendamise kuupäev	kodaamööbid	usskerilised	ümarussid	loimurid	lestalised	hooghännalised	
Tõravere kontroll 1	1	31.10.2022	45	20	8	0	1	0
	2	17.04.2023	37	16	5	1	0	0
	3	19.04.2023	42	17	6	1	0	0
	4	20.04.2023	37	23	2	3	0	1
	5	20.04.2023	39	17	1	1	0	0
Tõravere kontroll 2	1	01.05.2023	34	13	3	0	0	0
	2	02.05.2023	33	10	1	1	0	0
	3	03.05.2023	29	10	2	0	0	0
	4	03.05.2023	32	11	3	1	0	0
	5	04.05.2023	30	10	3	1	1	0
Tõravere kontroll 3	1	14.11.2022	32	8	1	2	0	0
	2	15.04.2023	27	5	0	0	0	0
	3	16.04.2023	29	5	1	0	0	0
	4	21.04.2023	28	4	0	0	0	0
	5	01.05.2023	31	5	1	0	0	0
Tõravere kuiv 1	1	12.11.2022	15	11	1	5	0	0
	2	12.04.2023	17	14	4	3	0	0
	3	12.04.2023	18	16	1	3	0	0
	4	13.04.2023	18	10	0	1	0	0
	5	14.04.2023	19	12	1	2	0	0
Tõravere kuiv 2	1	16.11.2022	33	13	1	2	0	0
	2	09.04.2023	27	7	1	0	0	0
	3	09.04.2023	24	10	1	0	0	0
	4	09.04.2023	28	7	2	1	0	0
	5	11.04.2023	34	8	1	1	1	0
Tõravere kuiv 3	1	18.11.2022	32	10	1	1	1	0
	2	06.04.2023	31	8	1	1	0	1
	3	06.04.2023	23	6	1	1	1	0
	4	08.04.2023	29	8	1	3	0	0
	5	08.04.2023	27	7	0	2	0	0
Tõravere külm 1	1	04.04.2023	25	13	2	2	0	0
	2	04.04.2023	22	14	1	0	0	0
	3	05.04.2023	21	13	3	1	0	0
	4	05.04.2023	26	10	2	1	2	0
	5	05.04.2023	21	15	0	1	1	0
Tõravere külm 2	1	01.04.2023	38	11	6	2	0	0
	2	01.04.2023	34	14	2	4	0	0
	3	02.04.2023	37	11	1	4	1	0
	4	02.04.2023	28	10	3	5	2	0
	5	03.04.2023	36	12	2	1	0	0
Tõravere külm 3	1	30.03.2023	65	14	4	2	1	0
	2	31.03.2023	47	19	7	4	0	0
	3	31.03.2023	51	12	3	4	0	1
	4	31.03.2023	61	10	2	1	0	0
	5	01.04.2023	50	9	1	1	0	1

		loendamise kuupäev	kodaamööbid	usskerilised	ümarussid	loimurid	lestalised	hooghännalised
Tartu kontroll 1	1	30.10.2022	82	41	17	2	0	0
	2	01.01.2023	94	39	8	5	0	0
	3	02.01.2023	71	41	9	3	0	0
	4	02.01.2023	87	29	13	4	0	0
	5	02.01.2023	80	42	15	3	0	0
Tartu kontroll 2	1	12.12.2022	49	36	11	4	1	0
	2	12.12.2022	34	31	13	7	0	0
	3	02.01.2023	62	29	6	3	1	0
	4	02.01.2023	54	32	11	8	1	0
	5	03.01.2023	51	37	15	3	0	0
Tartu kontroll 3	1	03.01.2023	93	70	10	8	0	0
	2	04.01.2023	101	65	10	8	0	0
	3	05.01.2023	85	67	7	12	0	0
	4	08.01.2023	86	78	4	11	0	0
	5	08.01.2023	115	69	12	8	1	0
Tartu kuiv 1	1	05.11.2022	63	26	5	3	0	0
	2	21.12.2022	41	28	7	11	0	1
	3	22.12.2022	44	33	5	7	1	0
	4	26.12.2022	45	37	5	5	2	2
	5	26.12.2022	53	42	7	8	0	0
Tartu kuiv 2	1	05.12.2022	24	26	9	8	1	0
	2	09.01.2023	44	29	5	8	0	0
	3	09.01.2023	38	28	8	5	3	1
	4	13.01.2023	27	37	5	5	0	0
	5	13.01.2023	31	26	6	6	0	0
Tartu kuiv 3	1	15.01.2023	42	30	14	5	0	0
	2	15.01.2023	54	38	10	9	1	0
	3	16.01.2023	46	29	8	7	1	0
	4	17.01.2023	51	36	7	4	0	0
	5	17.01.2023	45	29	8	4	1	0
Tartu külm 1	1	01.11.2022	51	39	15	5	0	0
	2	01.01.2023	60	35	13	1	0	0
	3	01.01.2023	61	30	14	1	0	0
	4	01.01.2023	65	34	11	4	0	0
	5	01.01.2023	60	38	13	7	0	0
Tartu külm 2	1	26.11.2022	88	44	11	3	0	0
	2	31.12.2022	95	50	5	5	0	0
	3	31.12.2022	103	47	12	8	0	0
	4	31.12.2022	84	46	15	10	0	0
	5	31.12.2022	88	38	3	7	0	1
Tartu külm 3	1	27.12.2022	70	38	8	10	1	1
	2	29.12.2022	69	22	3	7	0	1
	3	29.12.2022	56	32	9	9	1	1
	4	30.12.2022	68	42	5	11	1	0
	5	30.12.2022	74	43	6	12	0	1