



GEOLOGI FOR SAMFUNNET

SIDEN 1858



**NORGES
GEOLOGISKE
UNDERSØKELSE**
· NGU ·



Rapport nr.: 2017.043	ISSN: 0800-3416 (trykt) ISSN: 2387-3515 (online)	Gradering: Åpen	
Tittel: MAREANOs pilotprosjekt på mikroplast – resultater og forslag til videre arbeid.			
Forfatter: Henning K.B. Jensen og Jan Cramer		Oppdragsgiver: MAREANO	
Fylke:		Kommune:	
Kartblad (M=1:250.000)		Kartbladnr. og -navn (M=1:50.000)	
Forekomstens navn og koordinater:		Sidetall: 51	Pris: 195,-
		Kartbilag: 0	
Feltarbeid utført: 2011-2015	Rapportdato: 15.01.2018	Prosjektnr.: 311730	Ansvarlig: <i>Reidun Bør</i>
Sammendrag: <p>Ti sedimentprøver fra norske havområder er analysert for innhold av mikroplast. Prøvene er fra forskjellige avsetningsmiljøer, og analysene er utført på åtte sedimentkjerner tatt med multicorer og to prøver tatt med bokscorer. De øverste 3 cm med sediment på havbunnen er tatt ut for å ekstrahere og analysere mikroplast.</p> <p>Prøvene ble sendt til et laboratorium i Belgia for opparbeiding og analyse av mikroplast. Analysene har bestått av visuell bestemmelse av type mikroplast i tillegg til Raman-mikrospektroskopi for å bestemme hvilke typer mikroplast som finnes i prøvene.</p> <p>Resultatene viser mikroplast av typene granulære og sfæriske former i samtlige ti prøver, med forskjellige mengder mikroplast pr. kg sediment tørrvekt. Det største antall mikroplastpartikler ble funnet i prøver fra Norskehavet, mens det ble funnet færre partikler lengre mot nord i Norskehavet, Nordland VI og i Varangerfjorden.</p> <p>Mulig kontaminering kan finnes i flere av prøvene i form av fibre, som typisk finnes i forskjellige typer tekstiler.</p>			
Emneord: Maringeologi	Sediment	Forurensing	
Mikroplast	Miljø	MAREANO	
Kontaminering	Raman-spektroskopi	Prøvetaking	

INNHold

1. INNLEDNING	5
2. PRØVENE	5
3. DATA OG METODIKK.....	6
3.1 Utskilling av mikroplast fra prøvene	9
3.2 Optisk bestemmelse av mikroplast med mikroskop	9
3.3 Varm nål-bestemmelse av plast partikler	9
3.4 Mikro Raman-spektroskopi av mikroplast	11
4. RESULTATER	11
4.1 Mikroskopi.....	11
4.2 Raman mikrospektroskopi	14
5. KONTAMINERING – KILDER	14
6. FORSLAG TIL VIDERER ARBEID	14
7. REFERANSER	15

VEDLEGG (tilgjengelig digitalt ved nedlasting fra www.mareano.no/resultater)

Vedlegg 1. Mikroplastrapport fra “Laboratory for Environmental Toxicology and Aquatic Ecology (GhEnToxLab)”. Analyserapport for to prøver analysert i desember 2016. 6 sider.

Vedlegg 2. Mikroplastrapport fra “Laboratory for Environmental Toxicology and Aquatic Ecology (GhEnToxLab)”. Samlet analyserapport for 10 prøver. 8 sider.

Vedlegg 3. Marine and Environmental Research Institute, USA (MERI): Guide to microplastic identification, 15sider.

Vedlegg 4. Registrering av mikroplast i www.Vannmiljø.no, basert på møte i Miljødirektoratet 27. september 2017, 4 sider.

1. INNLEDNING

Ti sedimentprøver er analysert for innhold av mikroplast i et pilotprosjekt i regi av MAREANO. Pilotprosjektet var opprinnelig tenkt gjennomført i 2016, men pga. diverse utfordringer ble prosjektperioden forlenget til og med 2017.

Det finnes lite informasjon om mikroplast i sedimenter i åpne marine miljøer i norske farvann. Niva har rapportert undersøkelser i et metodeutviklingsprosjekt (Lusher m. fl., 2017). Med tanke på den økende oppmerksomheten omkring mikroplast i det marine miljøet og de potensielle effektene på organismer, har det vært ønskelig å undersøke MAREANOs sedimentprøver for å se om det finnes mikroplast i sedimentene, og evt. hvor mye mikroplast som finnes.

I noen vitenskapelige publikasjoner er mikroplast definert som plastbiter mindre enn 5 millimeter. I andre og nyere artikler er den øvre grensen redusert til 1 millimeter. Artiklene er referert til i Claessens m. fl. (2013). I Norge er mikroplast definert som partikler mindre enn 1 millimeter (referat fra møte om enheter for mikroplast, Miljødirektoratet, 27. september 2017 – vedlegg 4). Mikroplast er i denne rapporten definert til å være mindre enn 1 millimeter.

Analysene ble gjennomført i to omganger. De første analysene ble gjort på to av de ti prøvene i november 2016, mens de resterende åtte prøvene ble analysert i august – september 2017. Rapporteringen fra analysene finnes i Vedlegg 1 og 2.

2. PRØVENE

Det ble valgt ut 10 sedimentprøver til pilotprosjektet. Prøvene kommer fra forskjellige avsetningsmiljøer inkludert fjorder, kontinentalsokkelen og kontinentalskråningen, og har en geografisk dekning som inkluderer Norskehavet, Nordland VI og Finnmarkskysten (Tabell 1). Det ble primært valgt prøver fra sedimentkjerner som ikke tidligere har vært åpnet for å ha så lite påvirkete prøver som mulig. Figur 1 viser den geografiske fordelingen av prøvene brukt i dette prosjektet.

Tabell 1. Prøvetakingsstasjoner med analyserte sedimentprøver.

Stasjon	Område	Geografiske koordinater (WGS 84)		Havdyp [m]	Prøvetaking utstyr	Avsetnings miljø
		Nord	Øst			
R0739MC019	Nordland VI	67,7989	11,1266	264	Multicorer	Sokkel
R0769MC001	Nordland VI	68,3470	10,0788	1963	Multicorer	Skråning
R1070BX045	Fjørtoft	62,6925	6,4967	102	Bokscorer	Fjord
R1096MC002	Skjoldryggen, Norskehavet	65,9472	6,5150	361	Multicorer	Sokkel
R1225MC038	Varangerfjorden	70,4743	31,7245	400	Multicorer	Fjord
R1271MC021	Ytre Mørebankene, Norskehavet	63,3120	5,0940	1059	Multicorer	Skråning
R1298MC037	Varangerfjorden	69,8983	30,9182	315	Multicorer	Fjord
R1350MC417	Storeggaraset, Norskehavet	63,6322	5,5007	966	Multicorer	Skråning
R1513BX110	Storegga, Norskehavet	65,0667	5,56233	604	Bokscorer	Skråning
R1569MC098	Eggakanten, Nordland	66,0177	7,89017	732	Multicorer	Skråning

3. DATA OG METODIKK

Prøvene til mikroplastanalysene er tatt fra forseglede sedimentkjerner. Sediment ble tatt ut fra de øverste 3 cm med metallutstyr, plassert i glass med lokk og forseglet med aluminiumsfilm for å unngå kontakt med gummiringene. Prøvene ble sendt til analyse til Prof. Colin Janssen, Laboratory for Environmental Toxicology and Aquatic Ecology (GhEnToxLab), Ghent Universitet, Belgia.

GhEnToxLab har utviklet metoder for ekstrahering og analyse av prøver fra åpne marine miljøer i områder hvor det er funnet små mengder mikroplast i sedimentene (Classens m. fl., 2013).



Figur 1. Geografisk plassering av de 10 utvalgte prøvene.



Figur 2. Sedimentkjerne fra bokscorer på stasjon R1513BX110 fra Storegga i Norskehavet, er en av de 10 prøvene brukt for analyse av mikroplast i sedimentene. De øverste 3 cm i sedimentkjernen ble tatt ut til analyse.

3.1 Utskilling av mikroplast fra prøvene

Mikroplast blir ekstrahert fra sedimentene ved å bruke en modifisert metode beskrevet i Claessens m. fl. (2013): prøven blir blandet og homogenisert med metallskje. Deretter blir det tatt ut 3 underprøver på 30 – 50 gram våtvekt. Disse prøvene blir oksidert med 50 ml 30 % hydrogenperoksid i 24 timer for å fjerne organisk materiale fra prøvene.

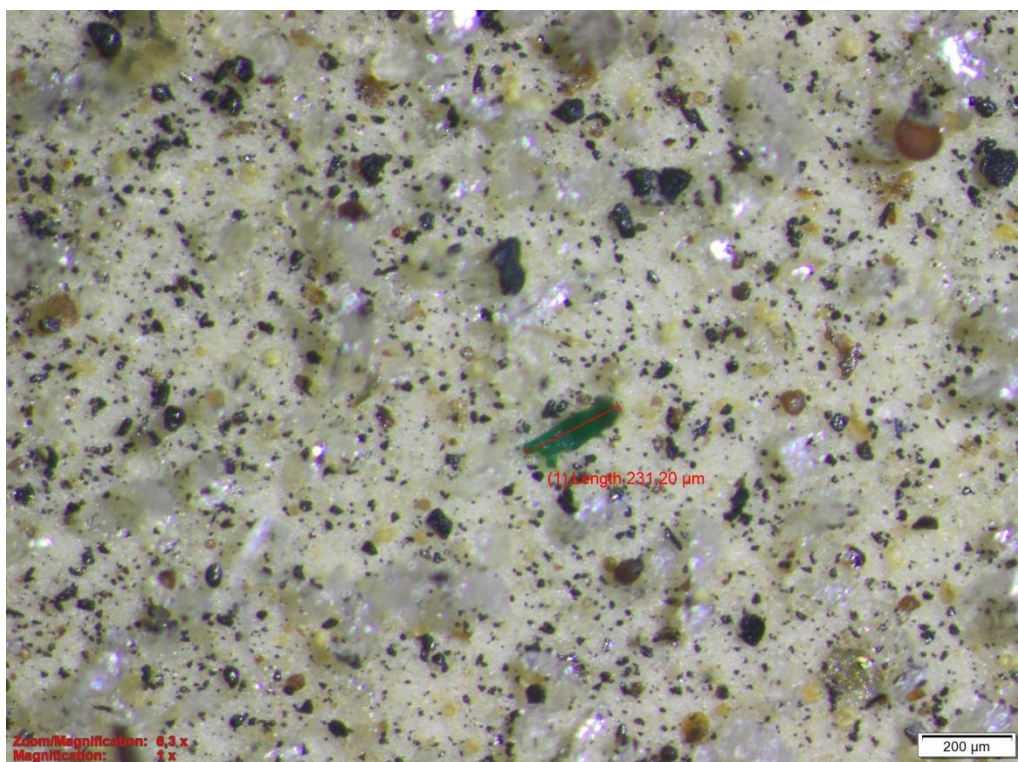
Prøvene blir så blandet med filtrert de-ionisert vann i volumforhold 1:4 og overført til 50 ml reagensrør, som blir sentrifugert i 5 minutter ved 3500 omdreininger/minutt. Prøvene blir deretter filtrert gjennom et 5 µm Whatman AE98 cellulosenitratmembranfilter. Materialet i rørene blir resuspendert i natriumiodid løsning (NaI) med en densitet på ca. 1,6 kg/l. Etter sentrifugering av denne overmettede løsningen blir den igjen filtrert gjennom 5 µm filter. Denne prosessen med suspensjon i NaI med etterfølgende sentrifugering og filtrering gjentas. Filtrene blir overført til petriskåler som blir dekket til og tørket i ovn ved 40 °C i minst 24 timer. Deretter er prøvene klare for mikroskopisk analyse.

3.2 Optisk bestemmelse av mikroplast med mikroskop

Mikroplastpartiklene deles i granulære, sfæriske og fibrøse typer (Figur 3 - 5). For identifisering brukes en veileder utarbeidet av Marine and Environmental Research Institute, USA (MERI): Guide to microplastic identification. Rapporten finnes i Vedlegg 3. Det brukes binokulært mikroskop med 10 – 20 ganger forstørrelse. Figur 3 viser et eksempel på granulær mikroplast sammen med en del andre sedimentpartikler. En sfærisk grønn partikkel på ca. 57 µm ses i Figur 4. Lengste dimensjon av plastpartiklene er målt. Figur 5 viser en fibrøs partikkel, som kan ha kommet fra tekstil, og skyldes muligvis forurensing (kontaminering) av prøven.

3.3 Varm nål-bestemmelse av plast partikler

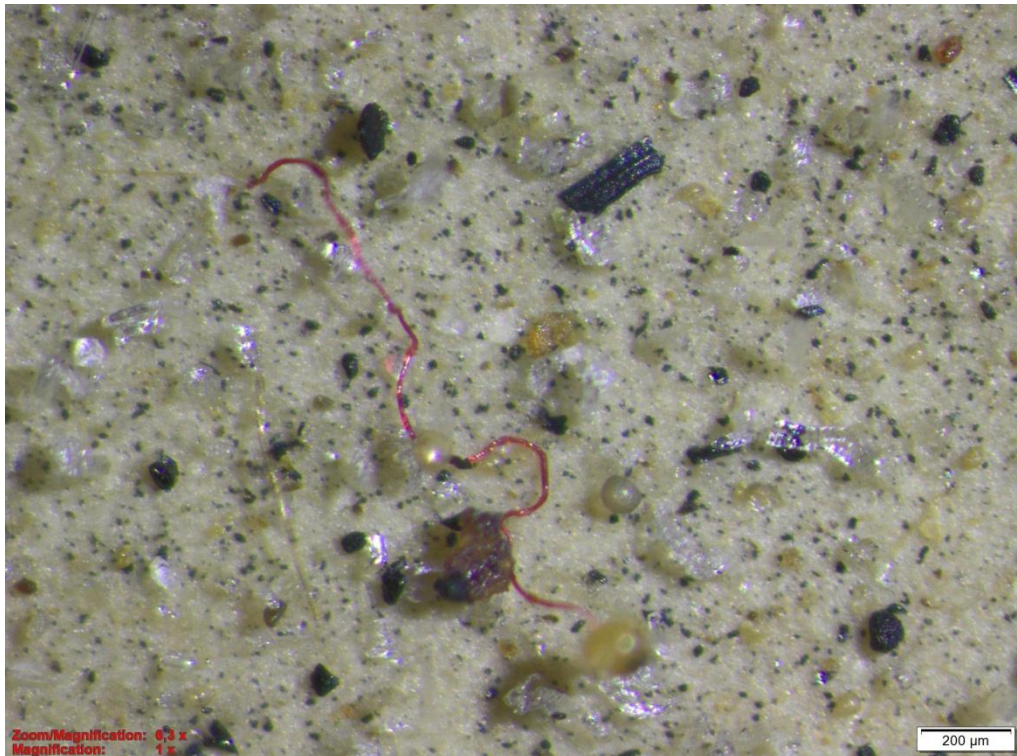
For å bekrefte at de partiklene som er blitt identifisert med bruk av mikroskop faktisk er mikroplast anvendes en varm nål-bestemmelse. Metoden er beskrevet i "Guide to microplastic identification", utgitt av Marine and Environmental Research Institute, USA, Vedlegg 3.



Figur 3. Grønn mikroplastpartikkel med lengde på 231,2 µm omtrent midt i bildet, og med sedimentpartikler fordelt rundt. Prøve R1350MC417.



Figur 4. Sferisk grønn mikroplastpartikkel omtrent midt i bildet. Prøve R1070BC045.



Figur 5. Fibrøs mikroplastpartikkel midt i bildet. Prøve R1350MC417.

3.4 Mikro Raman-spektroskopi av mikroplast

Mikro Raman-spektroskopi (van Cauwenberghe m. fl., 2013) av mikroplast gir en kjemisk identifikasjon av ulike plasttyper gjennom bruk av spektrale analyser. Det er gjort mikro Raman-spektroskopianalyser på enkelte plastpartikler, som viser forskjellige plasttyper funnet i de 10 sedimentprøvene. Resultatene er presentert i Vedlegg 2. Metoden kombinerer mikroskopi og laser samt Raman-spekter. Det er da mulig å bestemme forskjellige typer mikroplast.

4. RESULTATER

4.1 Mikroskopi

Resultatene presentert som antall partikler pr. kg sediment tørrvekt fra mikroskopbestemmelse er presentert i Tabell 2.

Tabell 2. Mikroskopidentifikasjon av totalt antall plastpartikler med størrelsesfordeling, og granulære/sfæriske partikler med størrelsesfordeling.

Prøve	¹ Total antall plast partikler/kg sediment tørrvekt	Størrelse Min – max (µm)	Granulære og sfæriske partikler	Størrelse Min – max (µm)
R0739MC019	84	80 – 100	84	74 – 660
R0769MC001	391	330 – 450	74	40 – 350
R1070BX045	291	Ingen data	255	52 – 600
R1096MC002	23	0 – 50	23	33 – 800
R1225MC038	55	40 – 80	26	165 – 750
R1271MC021	304	200 – 370	207	55 – 560
R1298MC037	59	0 – 130	44	230 – 350
R1350MC417	362	Ingen data	290	44 – 230
R1513BX110	151	140 – 200	73	88 – 210
R1569MC098	178	40 – 390	97	55 – 130

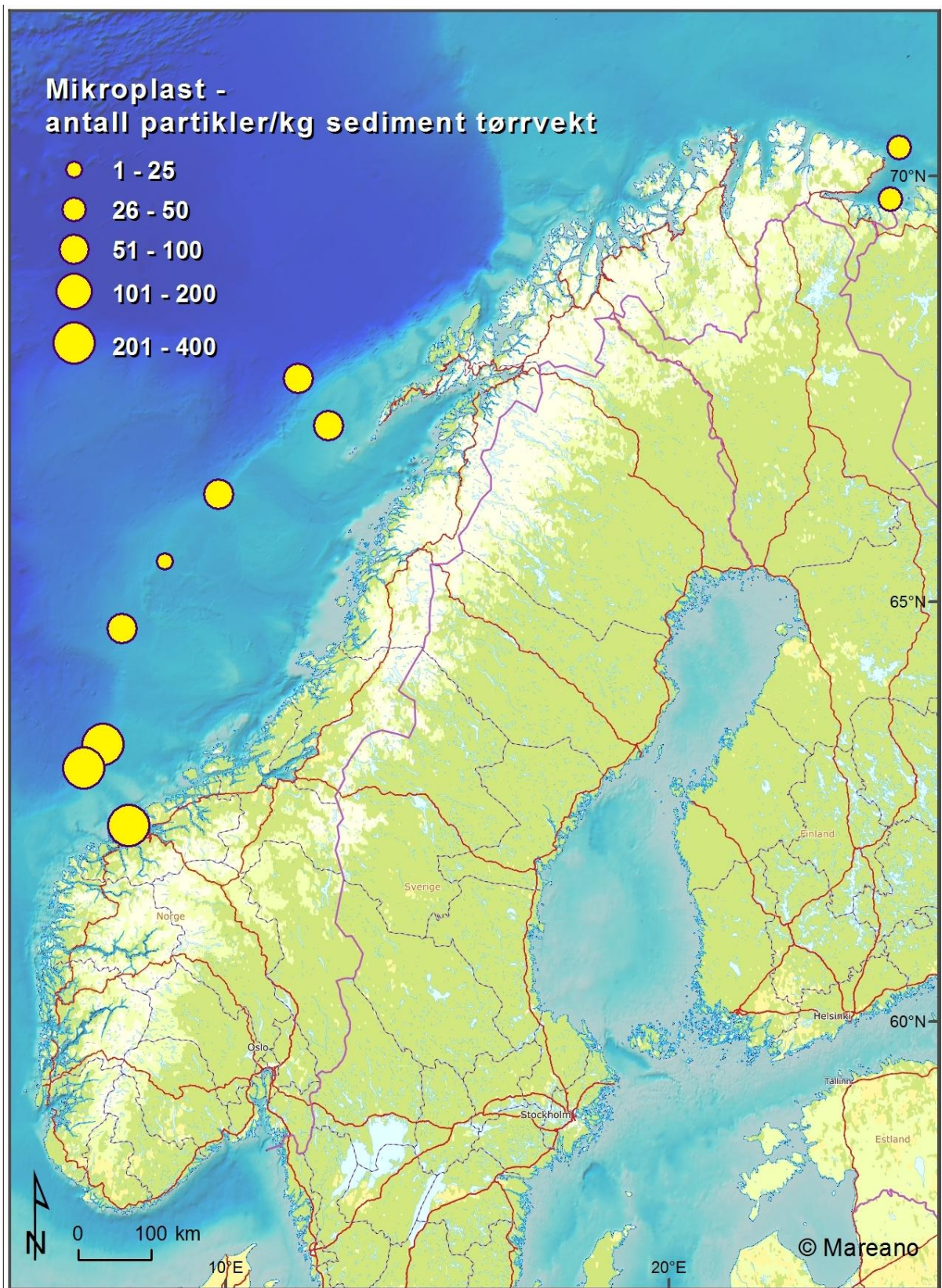
¹ Totale antall plastpartikler inkluderer også fibrøse partikler (sannsynligvis forurensing)

Det totale antall plastpartikler pr. kg sediment tørrvekt representerer alle typer mikroplast, definert som granulære, sfæriske og fibrøse partikler. De sistnevnte partiklene er ofte knyttet til klær, som representerer en kontamineringskilde. Slike partikler frigjøres lett og kan sveve i luften i det rommet hvor det tas ut prøver til analyse.

Tabell 2 viser at det for to av prøvene ikke er noen forskjell mellom det totale antall plastpartikler og de granulære og sfæriske partikler (R0739MC019, R1096MC002), mens det for de resterende 8 prøvene er variasjon i forskjellen mellom totalt antall partikler inklusive fibrøse partikler og tallene for granulære og sfæriske partikler. Det er ikke gjort ytterligere undersøkelser i dette prosjektet for å avdekke disse forskjellene.

Minimum og maksimum størrelser rapportert av GhEnToxLab er forskjellige for henholdsvis totale antall partikler og granulære og sfæriske partikler. Denne uoverensstemmelsen er ikke forklart nærmere av GhEnToxLab. Målingene gjort på partiklene er rapportert slik de fremgår av rapporten fra GhEnToxLab i Vedlegg 1. De data som brukes er resultatene som inkluderer granulære og sfæriske partikler (Tabell 2), hvor de fibrøse partiklene ikke er rapportert. Disse resultatene er vist i Figur 6.

Selv om det ble gjort tiltak for å unngå kontaminering fra fibre i analyselaboratoriet så ble det observert noe kontaminering (Tabell 2). Mulige kontaminering kan ha skjedd under uttak av prøver fra sedimentkjernene og i analyselaboratoriet. Det er imidlertid ikke mulig å angi hvor store bidrag de to mulige kildene for kontaminering kan utgjøre. Selve prøvetakingen antas ikke å ha spilt noen større rolle da sedimentkjernene ble forseglet etter at de kom på dekk, og det har vært minimum av eksponering i forhold til omgivelse før forseglingen fant sted.



Figur 6. Konsentrasjon av mikroplastpartikler angitt som antall granulære og sfæriske partikler/kg sediment tørrvekt.

4.2 Raman mikrospektroskopi

Type plast er identifisert med mikroskop og analysert (Vedlegg 2). Følgende plasttyper er identifisert: polyetylen i R1298MC037 fra Varangerfjorden, og poly-propylen i R1271MC021. Utover dette er det ikke identifisert mikroplast i de 10 prøvene.

5. KONTAMINERING – KILDER

Det finnes flere kilder for kontaminering av prøver. Rørene består av PVC, og lokkene til rørene er av polyetylen. Det anses som lite sannsynlig at lokk og rør har bidratt til kontaminering av prøvene, da det har vært lite fysisk slitasje på disse delene i forbindelse med prøvetaking og foresegling av sedimentkjernene, som var urørte frem til uttak av prøver til analyse. Andre kilder for kontaminering kan ha vært under uttak av prøver til analyse. Dette ble utført i NGU's laboratorier. Her kan både tekstiler og partikler i luft ha bidratt med fibrøse partikler. Det samme kan ha skjedd under analysearbeidet ved GhEnToxLab. Dette er kommentert i rapporten fra GhEnToxLab i Vedlegg 1.

6. FORSLAG TIL VIDERER ARBEID

Følgende forslag fremmes for videre arbeid når det gjelder uttak av prøver:

- Undersøkelse av hvor i prosessene kontaminering kan inntre. Betyr bruk av PVC-rør og polyetylenlokk noe i forhold til kontaminering?
- Uttak av prøver ved NGU: valg av lokasjon (luft med partikler versus eksempelvis uttak i åpent miljø ute) og bruk av påkledning (rendrakt versus mer vanlig påkledning). Analyselaboratorier som gjør mikroplastanalyser må tilsvarende dokumentere metoder for opparbeiding av prøvene.
- Sammenlikning av resultater fra sedimentkjerner versus andre prøver fra samme stasjon (i plastposer) for å se om dette har noen betydning for resultatene. Hvis prøver fra plastposer kan brukes så vil det gi tilgang til et betydelig større antall tidligere tatte prøver fra flere stasjoner. Sedimentkjerner er det færre av, og det vil være et begrenset antall stasjoner som da er tilgjengelige.

Forslag til videre analyser:

- Resultatene fra pilotprosjektet er såpass lovende at det foreslås å velge ut prøver fra hele MAREANO-området slik at man får en komplett geografisk dekning.
- Det bør utarbeides en protokoll for prøvetaking på tokt, og valg av materialer for uttak av prøver fra sedimentkjerner i MAREANO.

7. REFERANSER

Bøe R., Dolan M., Thorsnes T., Lepland A., Olsen H., Totland O. & Elvenes S. 2010: Standard for geological seabed mapping offshore. NGU-rapport 2010.033, 15 sider.

Classens M., Van Cauwenberghe L., Vandegehuchte M. B. og Janssen C. R., 2013. New techniques for the detection of microplastics in sediments and field collected organisms. *Marine Pollution Bulletin*, vol. 70, pp. 227 – 233.

Lusher A., Nerland Bråte I. L., Hurley R., Iversen K. and Olsen M., 2017. Testing of methodology for measuring microplastics in blue mussels (*Mytilus* spp) and sediments, and recommendation for future monitoring of microplastics (R & D-project), Niva report 7209-2017, M897, 87 pages.

MAREANO kjemidata, 2003 – 2013. <http://www.mareano.no/datanedlasting/kjemidata>.

Marine and Environmental Research Center. Guide to microplastic identification. 15 pages.

Mikro Raman-spektroskopi (2017). <http://www.microspectra.com/support/learn/raman-microspectrometer>. Google søkeresultat.

Mikro Raman-spektroskopi – bruksområder (2017). <http://www.microspectra.com/support/the-science/micro-raman-spectroscopy-applications>. Google søkeresultat.

Van Cauwenberghe L., Vanreusel A., Mees J. and Janssen C. R. (2013). Microplastic pollution in deep-sea sediments. *Environmental Pollution*, vol. 182, pp. 495 – 499.

Vedlegg 1

Mikroplastrapport fra “Laboratory for Environmental Toxicology and Aquatic Ecology (GhEnToxLab)”.

Analyserapport for to prøver analysert i desember 2016. 6 sider.

E-post som rapporterer resultatene fra R1070BX070 og R1350MC417, 6. Desember 2016.

Dear Henning,

Please find hereunder a summary of our results concerning the microplastics two sediment samples you sent us. Enclosed some photographs of the extracted microplastics.

* Extraction & identification method:

- Extraction according to Claessens et al, 2013
- All particles were visually identified (by experienced technician) and subsequently confirmed as plastic using the 'hot needle' technique (cf. manual I sent you earlier).
- Attempts at using Raman spectroscopy to further identify the plastic type were unsuccessful.

Kind regards, Colin

Colin Janssen, PhD

Professor

Ghent University - Faculty of Bioscience Engineering - Campus Coupure

Department of Applied Ecology and Environmental Biology

Laboratory for Environmental Toxicology (GhEnToxLab) - Block F (2nd floor)

Coupure links 653

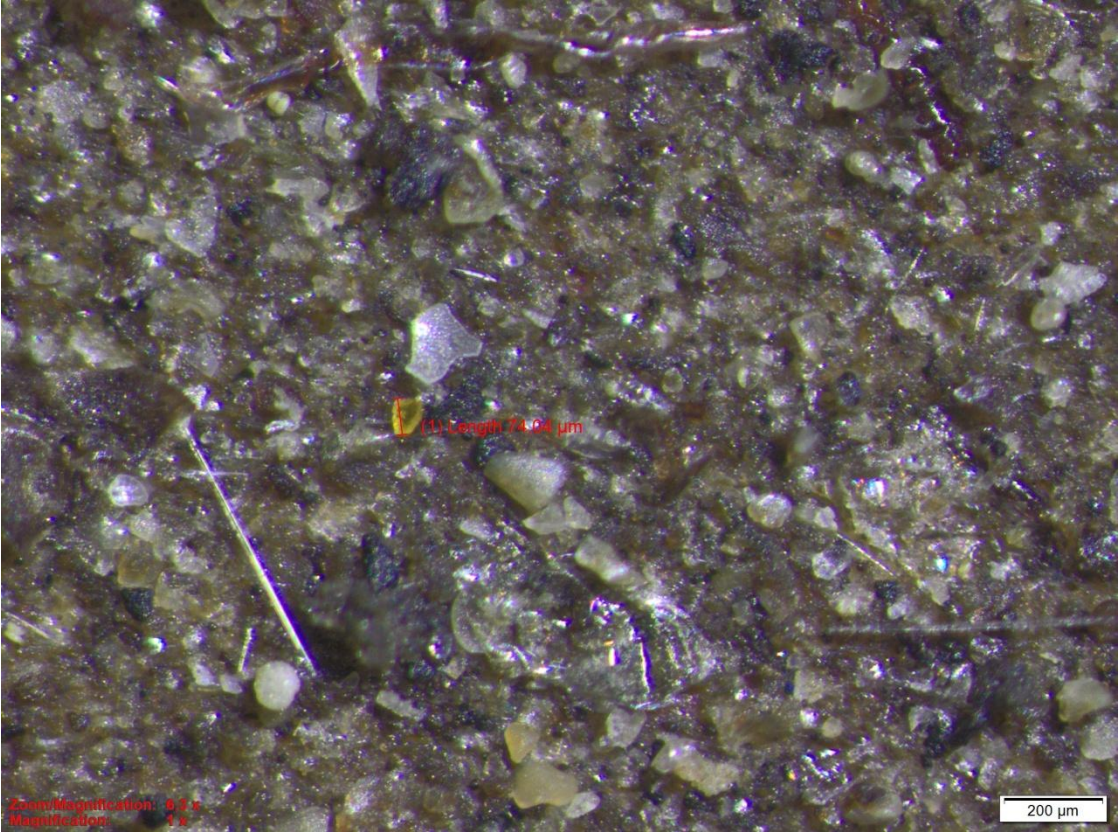
B-9000 Gent, Belgium

www.ecotox.ugent.be

tel: +32-9-2643775



R1070BX045 – bilde 1



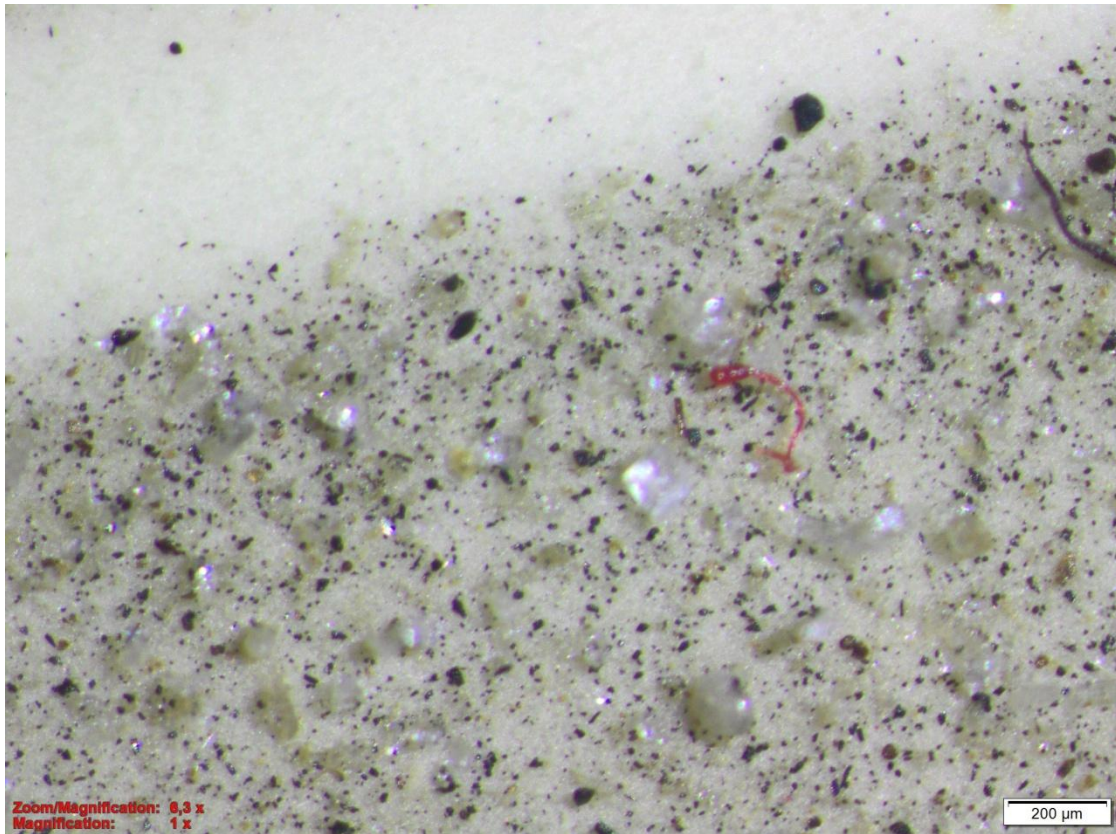
R1070BX045 – bilde 2



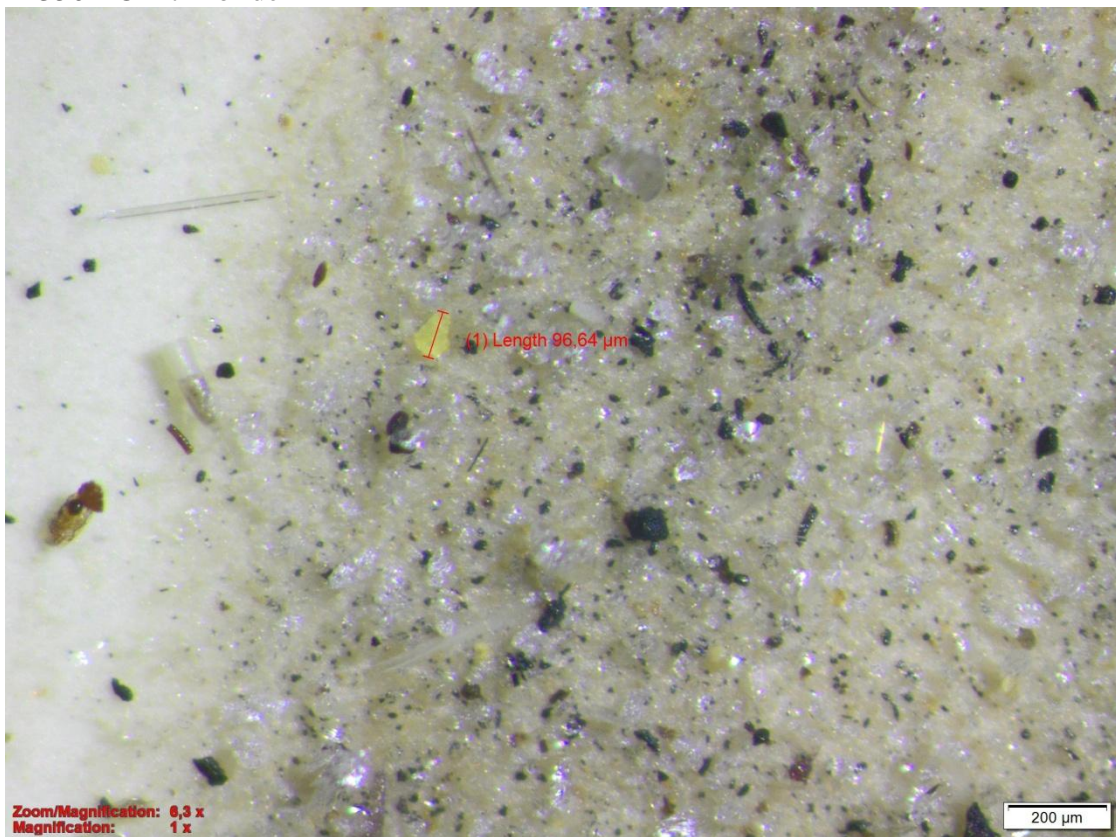
R1070BX045 – bilde 3



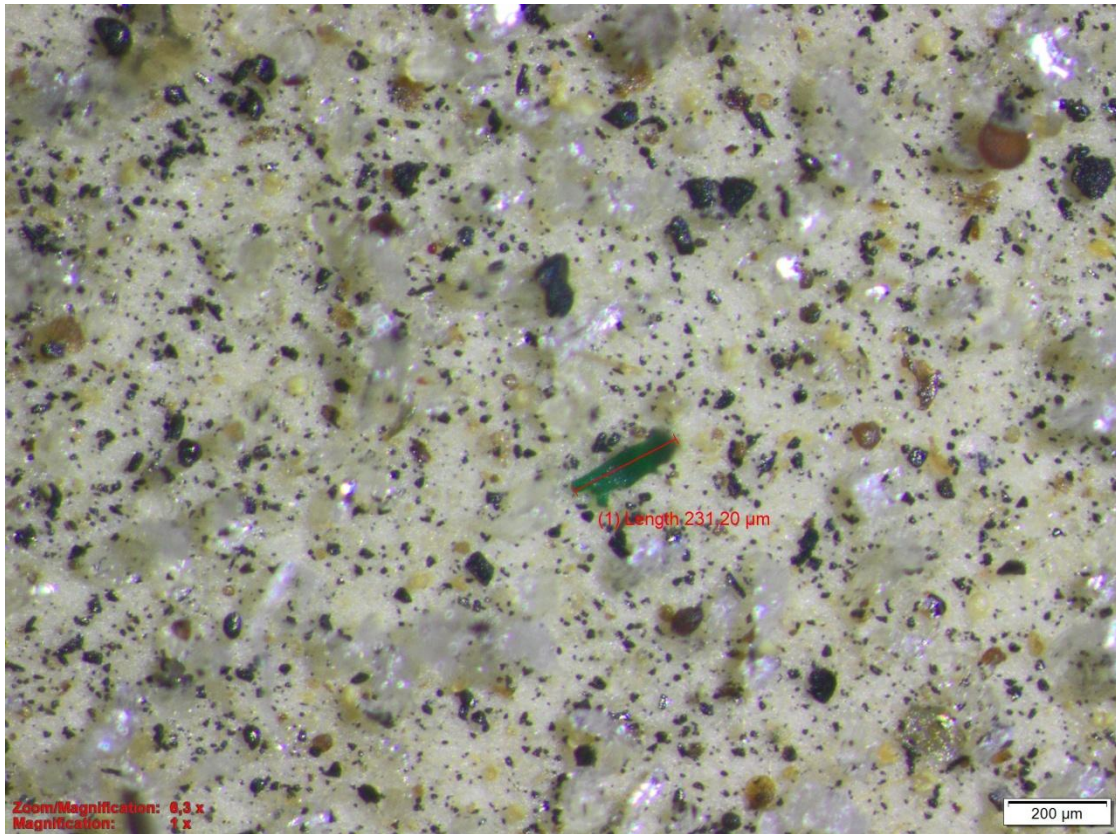
R1070BX045 – bilde 4



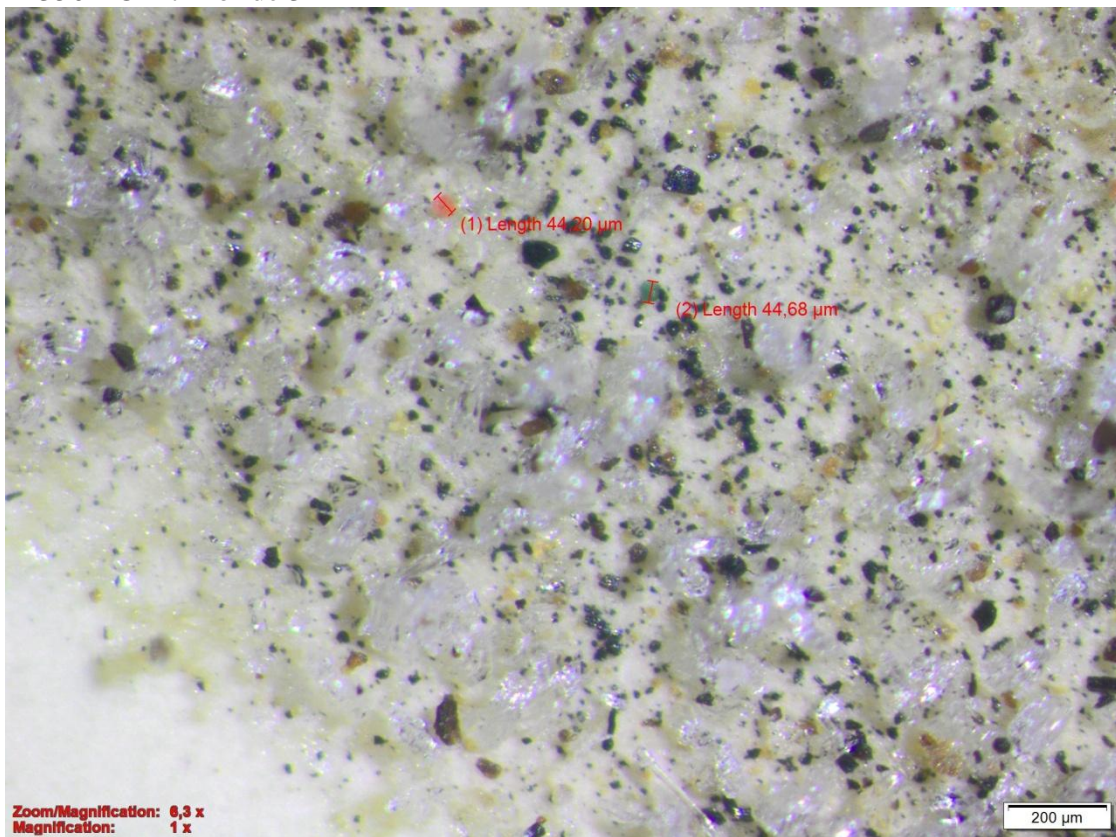
R1350MC417 – bilde 1



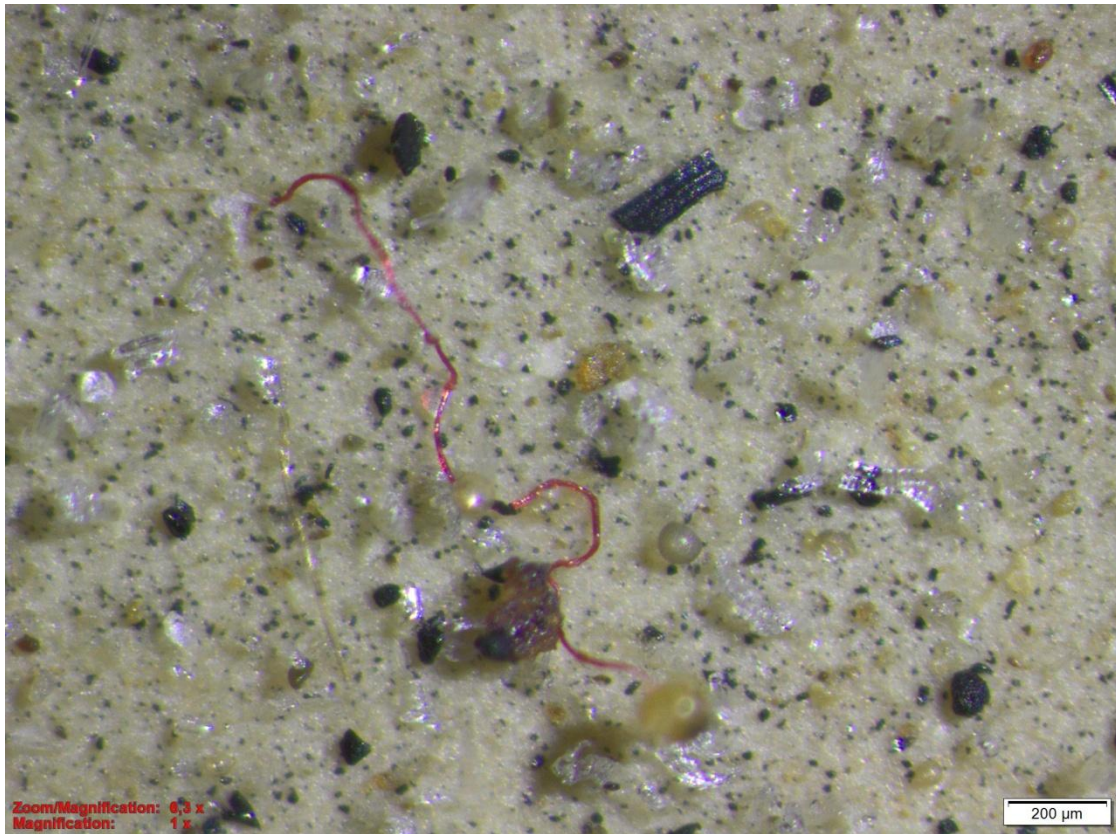
R1350MC417 – bilde 2



R1350MC417 – bilde 3



R1350MC417 – bilde 4



R1350MC417 – bilde 5

Vedlegg 2

Mikroplastrapport fra “Laboratory for Environmental Toxicology and Aquatic Ecology (GhEnToxLab)”. Samlet analyserapport for 10 prøver – september 2017. 8 sider.

REPORT

Analysis of 10 marine sediment samples provided by the Norwegian Geological Survey

September 22, 2017

Ghent University, Laboratory of Environmental Toxicology and Aquatic Ecology

Prof. C. Janssen, analyses performed by Emmy Pequeur.

INTRODUCTION

Ten marine sediment samples were collected by the Norwegian Geological Survey (contact: Dr. Henning Jensen) and transported to Ghent University (Laboratory of Environmental Toxicology and Aquatic Ecology - contact: Prof. Colin Janssen) for analysis of the presence of microplastics.

Two (trail) samples (R1070BC45 and R1350MC417) were analyzed in October-November 2016, the remaining eight in June-September 2017.

This report summarizes the number, type and size of the microplastics present in these Norwegian sediment samples.

MATERIALS AND METHODS

Extraction method

Microplastics were extracted from the sediments using a modified protocol based on the method described by Claessens *et al.* (2013). Briefly, each sample was mixed and homogenized (mixed) using a metal spoon, after which three sub-samples of 30 to 50g of wet sediment was taken. These sub-samples were subsequently oxidized using 50mL 30% hydrogen peroxide to reduce the organic matter content.

After 24h of oxidation, each sub-sample was diluted 1:4 (v:v) with filtered deionized water (0.8 μm) and transferred into centrifuge tubes (50 mL). The tubes were centrifuged for 5 minutes at 3,500 rpm. The supernatant was then filtered (5 μm Whatman AE98 cellulose nitrate membrane filter) and the residue remaining in the centrifuge tube was re-suspended in a sodium iodide solution (NaI) with a density of approximately 1.6 kg.L⁻¹. After centrifugation the supernatant of this solution was again

filtered over 5µm filter. This residue was again re-suspended in NaI after which the centrifugation and filtration steps were repeated. Finally, the filters were transferred to a petri dish (covered) and dried in an oven at 40°C, for at least 24h.

Identification method

The filters were inspected using a binocular microscope (10-20x magnification) to allow visual identification (by an experienced technician) and quantification of the microplastics. Particles were measured (longest dimension given here). The identity of the particles (as microplastics) was further confirmed using the “hot needle technique” (all samples) and using Raman spectroscopy (last 8 samples). All sample manipulations were performed in an air flow-chamber. However, although all measures to avoid air contamination (from fibers) were taken, some contamination was observed (see results).

RESULTS AND DISCUSSION

All sediment samples contained microplastics (MP). An overview of all observations is given in Table 1.

Table 1: Summary of the average quantities (and min-max range) and the size-ranges of microplastic particles (granular) extracted from 10 Norwegian sediment samples. The quantities are based on three sub-samples of 30 to 50 grams of sediment (w.w.). Average total quantities are based on the corrected fiber number (see text) and the number of particle/granular microplastics

No	Sample ID	Total number of microplastics/kg sediment (d.w.) (min – max range)	Granular/particles microplastics/kg sediment (d.w.)	Size-range (micrometer) of particles
1	R1070BC45	291 (no range)	255	52-600
2	R1350MC417	362 (no range)	290	44-230
3	R1569MC098	178 (40-390)	97	55-130
4	R1272MC021	304 (200-370)	207	55-560
5	R769MC001	391 (330-450)	74	40-350
6	R739MC019	84 (80-100)	84	74-660
7	R1513BC110	151 (140-200)	73	88-210
8	R1298MC037	59 (0-130)	44	230-350
9	R1096MC002	23 (0-50)	23	33-800
10	R1225MC098	55 (40-80)	26	165-750

The total number (average of three subsamples) of microplastics (fibers + particles) ranged from 23 to 391 per kilogram sediment (dry weight). Based on the particle MP, the quantity of MPs ranged from 23 to 290.

Samples 8 through 10 contained the least number of MPs, while samples 3 through 7 exhibited the higher/highest numbers. The sizes of the granular/particle microplastics varied from 33 to 800 micrometer; no pattern in the size distribution as a function of the sample number (i.e. location) could be detected.

The plastic nature of all microplastics collected in this study was verified with the hot needle technique (all samples) and Raman spectrometry (samples 3 through 10). Photographs and Raman spectra of some examples of the identified MPs are given in Annex 1.

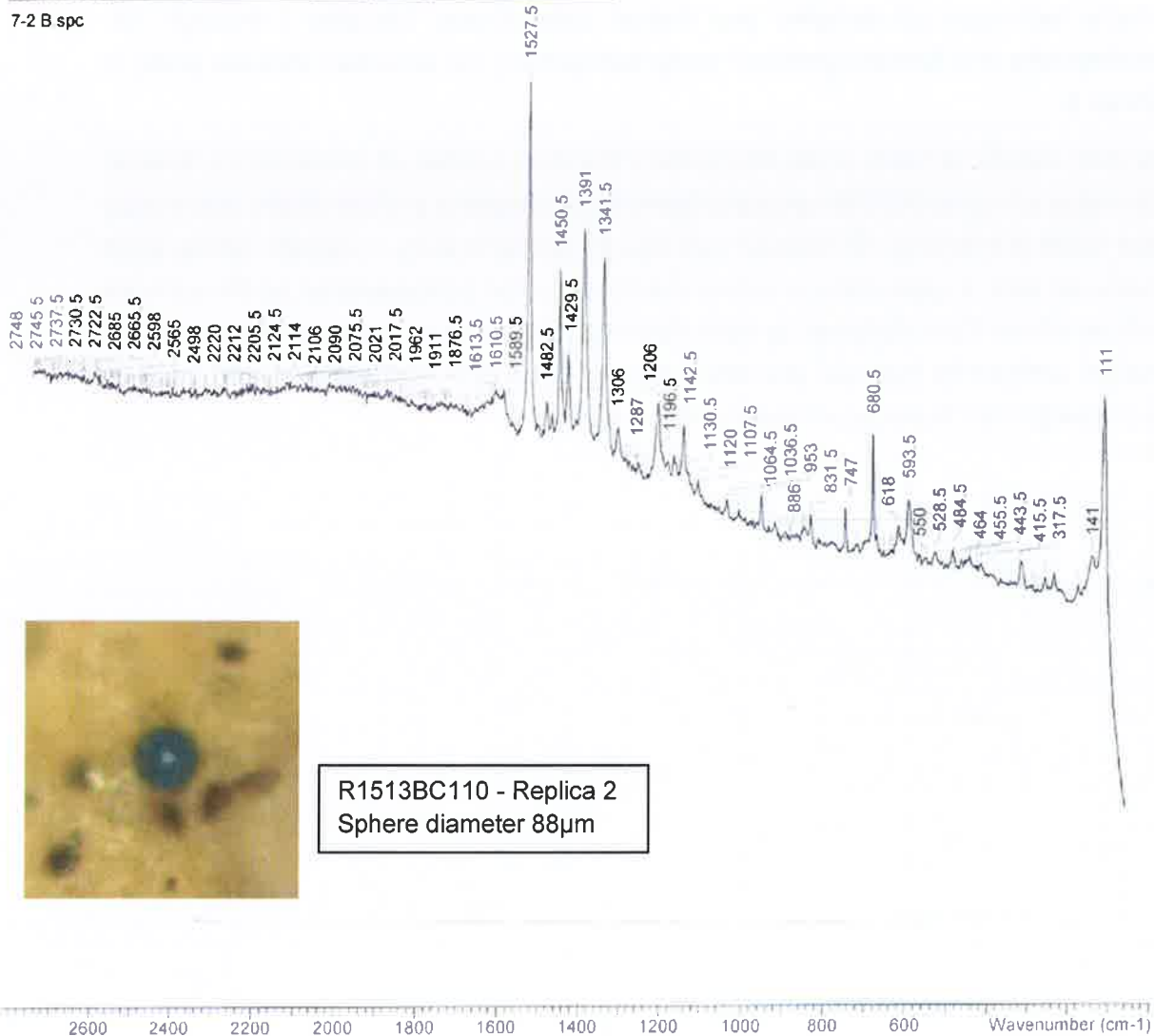
Caution should be taken when interpreting the total number of microplastics. Indeed, this value contains both the granular/particle microplastics and the fibers. It is known that while processing microplastic samples in the laboratory – despite taking strict measures such as operating in a flow chamber – some contamination of the samples with air-borne fibers (originating from clothing) may occur. In this study we conducted control analysis to evaluate possible contamination. This was done by concurrently processing three blanks (confirmed plastic-free).

ANNEX

18 Sep 2017

Comment	7-2 B	File Name	\\files\pequeur\home\PLASTICS RAMAN\7-2 B.SPC		
Date Stamp	01/15/1911 11:30:00	Date	08 Sep 2017 09:34:24		
Technique	Raman	Spectral Region	IR	X Axis	Wavenumber (cm-1)
Y Axis	Arbitrary	Spectrum Range	60.0000 - 2750.0000		
Points Count	5381	Data Spacing	0.5000		

7-2 B spc

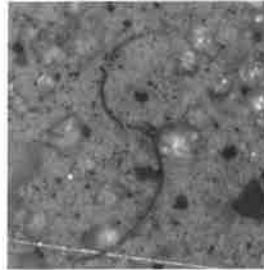


R1513BC110 - Replica 2
Sphere diameter 88µm

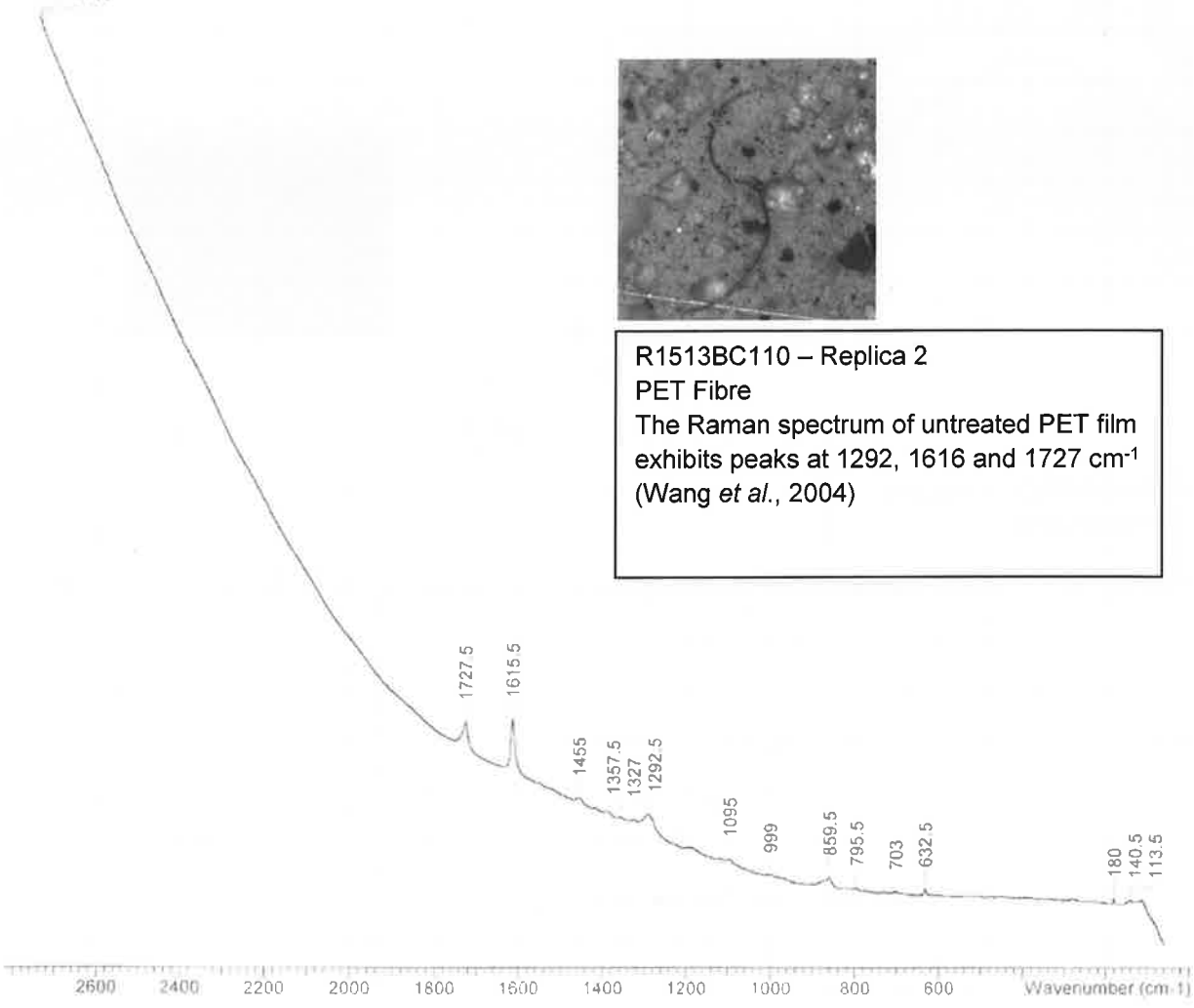
Comment	7-2 B FIBRE_10	File Name	\\files\lepequeur\home\PLASTICS RAMAN\7-2 B FIBRE_10.SPC	
Date Stamp	01/15/1911 12:53:00	Date	08 Sep 2017 09:35:56	
Technique	Raman	Spectral Region	IR	X Axis Wavenumber (cm-1)
Y Axis	Arbitrary	Spectrum Range	60.0000 - 2750.0000	Points Count 5381
Data Spacing	0.5000			

7-2 B FIBRE_10.spc

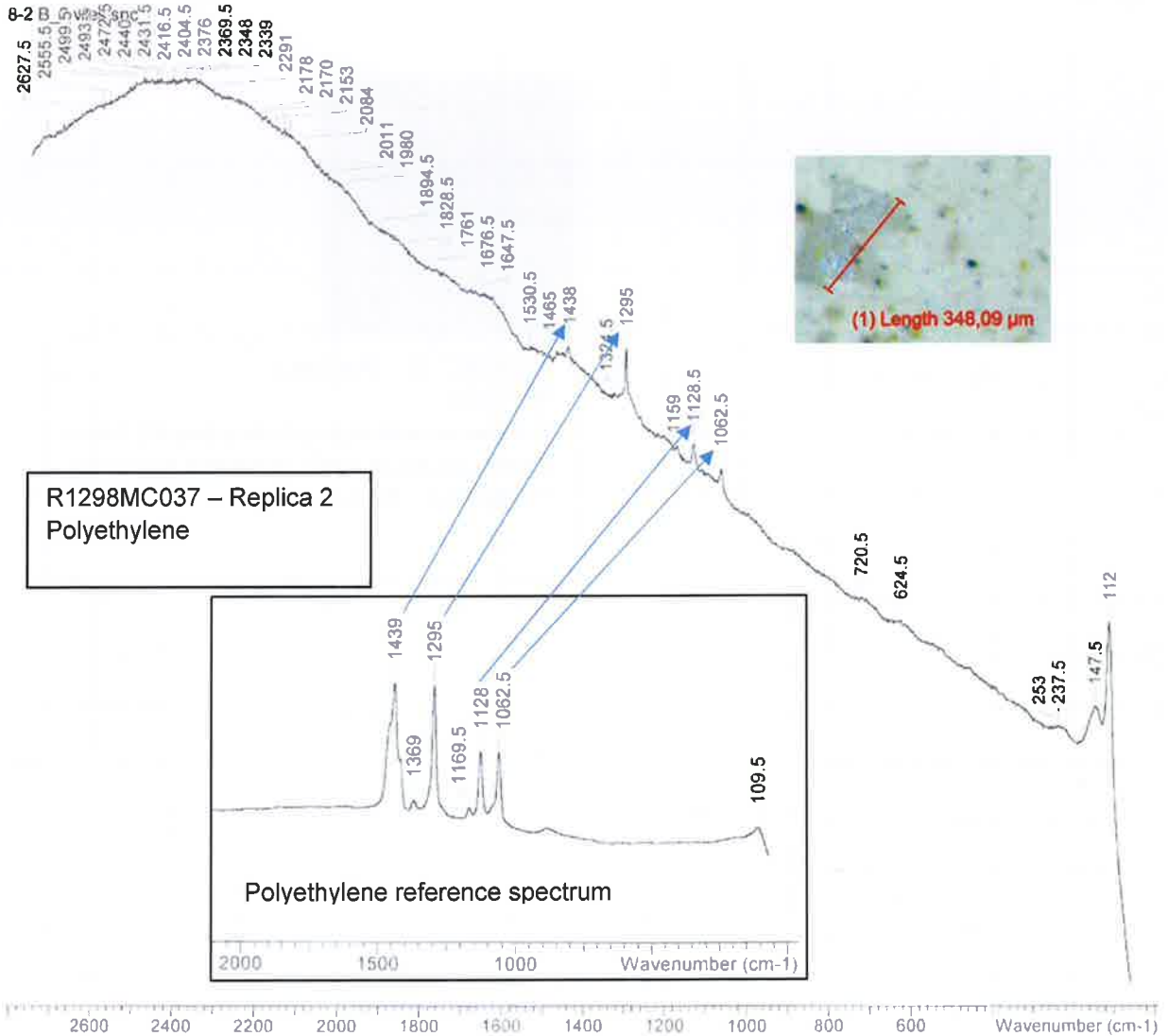
2748.5
2746.5
2744.5
2742.5



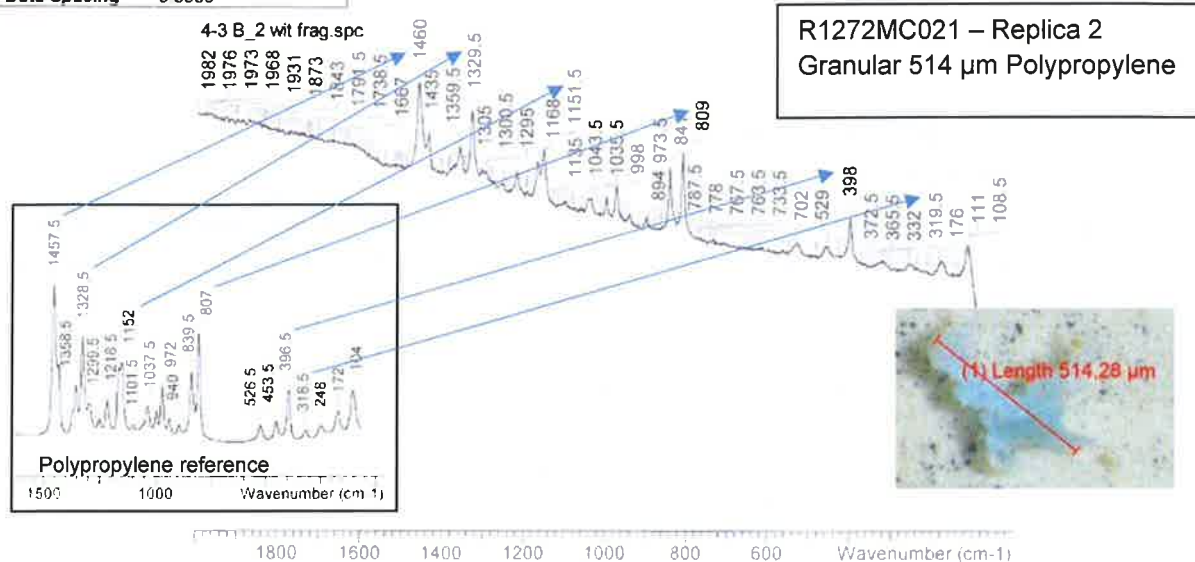
R1513BC110 – Replica 2
 PET Fibre
 The Raman spectrum of untreated PET film exhibits peaks at 1292, 1616 and 1727 cm⁻¹ (Wang *et al.*, 2004)



Comment	8-2 B 2 VLIES	File Name	\files\lepequeur\home\PLASTICS RAMAN\8-2 B 2 VLIES.SPC	
Date Stamp	01/15/1911 16:22:00	Date	08 Sep 2017 09:36:42	
Technique	Raman	Spectral Region	IR	X Axis Wavenumber (cm-1)
Y Axis	Arbitrary	Spectrum Range	60.0000 - 2750.0000	Points Count 5381
Data Spacing	0.5000			



Comment	4-3 B_2 WIT FRAG	File Name	\\files\pequeur\home\PLASTICS RAMAN4-3 B_2 WIT FRAG.SPC	
Date Stamp	01/15/1911 14:26:00	Date	08 Sep 2017 09:32:54	
Technique	Raman	Spectral Region	IR	X Axis Wavenumber (cm-1)
Y Axis	Arbitrary	Spectrum Range	60.0000 - 2750.0000	Points Count 5381
Data Spacing	0.5000			



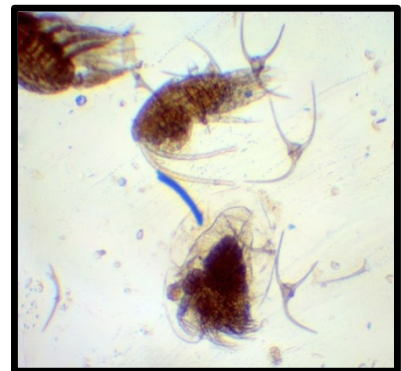
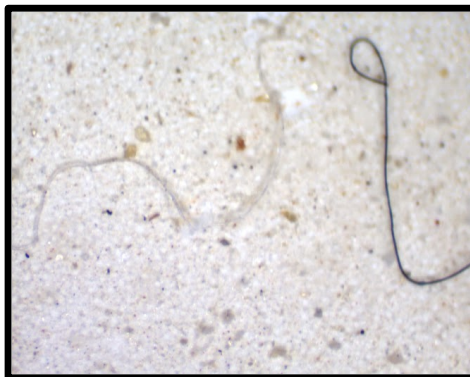
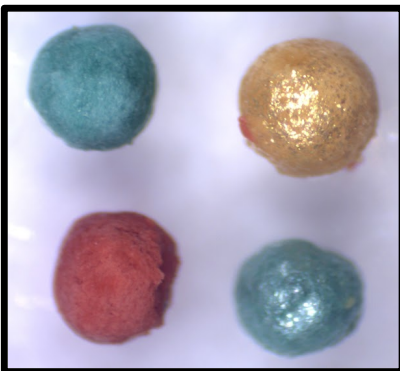
References

Wang J., Huang N., Yang P., Leng Y.X., Sun H., Liu Z.Y., Chu P.K. (2004) The effects of amorphous carbon films deposited on polyethylene terephthalate on bacterial adhesion. *Biomaterials*, 25:3163-3170.

Vedlegg 3

Marine and Environmental Research Institute, USA (MERI):
Guide to microplastic identification, 15sider.

GUIDE TO MICROPLASTIC IDENTIFICATION



Marine & Environmental
Research Institute

INDEX

I – Microplastic Characteristics	2
II – Equipment	2
III – How to Read a Filter	2
IV – Identifying Microplastics	3
A – Microscope Inspection	3
B – Prodding Pieces and Texture	3
C – Examining Filters with High Debris Loads	3
D – Alternative Identification Methods	4
i – The Hot Needle Test	4
ii – Compound Microscope Inspection	4
E – Variations to Look for When Using the Hidalgo-Ruz Rules	5
i – Rule 1	5
ii – Rule 2	6
iii – Rule 3	6
F – Other Materials You May Find on Your Filter	6
i – Algae	6
ii – Salt Crystals and Sand	8
iii – Animals, Animal Parts and Shells	9
iv – Metal Paint or Aluminum Foil	9
V – Categories of Microplastics	10
A – Categories Used to Describe Microplastics	11
VI – Contamination Considerations	11
A – Methods to Reduce Contamination	11
B – Contamination Examples	12
VII – References	13
VIII – Appendix	13
A – Microplastics Data Sheet	13



**Marine & Environmental
Research Institute**

Center for Environmental Studies

55 Main Street
P.O. Box 1652
Blue Hill, ME 04614

T: 207.374.2135
F: 207.374.2931

info@meriresearch.org
www.meriresearch.org

This guide is intended as an introduction to microplastic identification. It is not meant to be a guaranteed reference for each and every piece as microplastics are extremely diverse and can vary tremendously. When identifying, use your best judgment and try to identify as many plastic characteristics as possible. If you are unsure about a piece, do not count it as plastic. While counts should be as accurate as possible, it is better to have a conservative estimate. Further reading of scientific articles is recommended.

I. Microplastic Characteristics (Hidalgo-Ruz et al., 2012)

1. Small size (largest dimension $\leq 5\text{mm}$)
2. No cellular or organic structures visible
3. Fibers should be equally thick throughout their entire length
4. Particles should exhibit clear and homogeneous color throughout (Please see Section IV for rule variations)

II. Equipment

1. Dissecting microscope, compound microscope, slides, cover slips, filters (ideally gridded)
2. Petri Dishes (ideally glass)
3. Tweezers and probe for prodding pieces
4. Clean working area with no contamination (See Section VI)
5. Data Sheets

III. How to Read a Filter

1. Examine the fragments within the filtration perimeter. The perimeter will be defined by the shape of your filtration piece and by varying intensities of coloration (i.e: brown, yellow, green, or slightly discolored white). Some are easier to see with the naked eye than others. Underneath the dissecting microscope, even light colored perimeters are easily distinguishable.

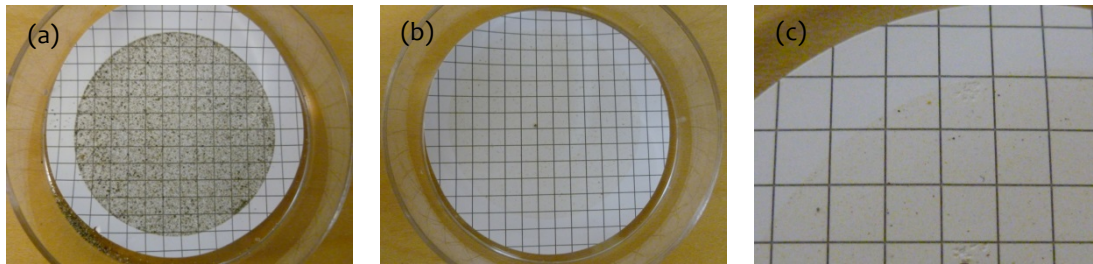


Figure 1: Different colored filters: (a) Brown; (b), (c) Yellow.

2. If filters are curved and too difficult to examine under the microscope, glue them directly to the petri dish using two or three very small drops of glue on the filter edges.

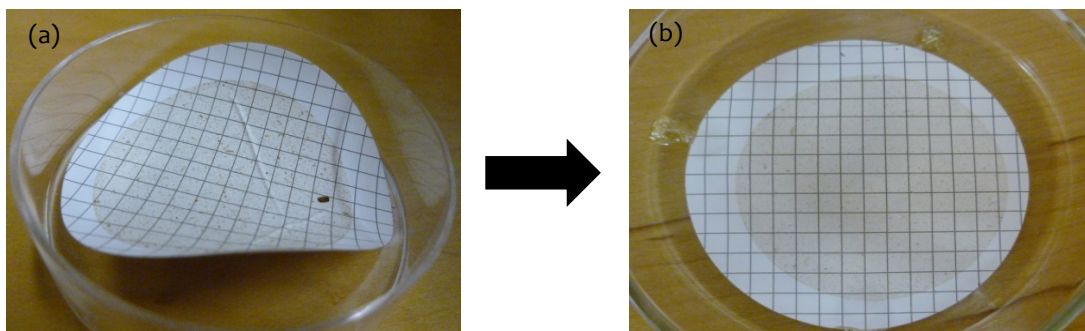


Figure 2: Glue procedure: (a) Curved filter; (b) Glued filter.

3. Read each filter from left to right, then move down one row, and read from right to left. A grid is helpful to ensure pieces are not double counted.

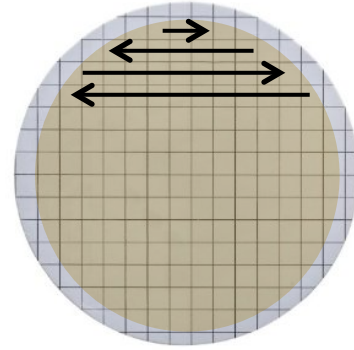


Figure 3: Filter reading procedure.

IV. Identifying Microplastics

A. Microscope Inspection

Inspect filters under a dissecting microscope at 4.5x magnification. Filters need to be dry, as wet filters reflect the light of the microscope. Typically, covered filters will dry after 24 hours at room temperature, but depending on the moisture of the filter and temperature in the lab, it may take longer.

B. Prodding Pieces and Texture

Most plastic pieces are somewhat flexible and will not break when prodded. Tweezers and probes will allow you to poke at individual pieces. Plastic pieces will often bounce or spring when prodded. If a piece breaks when touched, do not count it as plastic.

C. Examining Filters with High Debris Loads

Detritus and salt piles may cover or make it more difficult to see microplastic pieces underneath them. Carefully pick through and move aside debris in order to make sure you don't miss any microplastics.

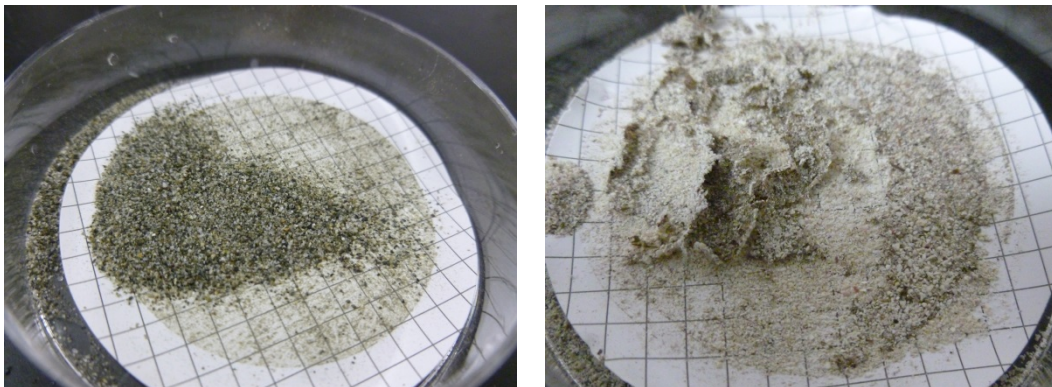


Figure 4: Detritus on filters.

D. Alternative Identification Methods

i. The Hot Needle Test (based on De Witte *et al.*, 2014)

This test is useful in cases where you are not able to distinguish between plastic pieces and organic matter. In the presence of a very hot needle, plastic pieces will melt or curl. Biological and other non-plastic materials will not. The hot needle test works well when your fragments are spread apart. However, when many pieces are in close proximity, this test can be difficult to conduct. When using this technique, be sure your needle is very hot and held as close as possible to the piece in question (without blocking your view). If the needle is not hot enough, you will see no movement, even if the piece is plastic. This test should be used in conjunction with knowledge of other characteristics of plastic pieces. If you find yourself unsure, remove the piece in question and inspect it under a compound microscope.

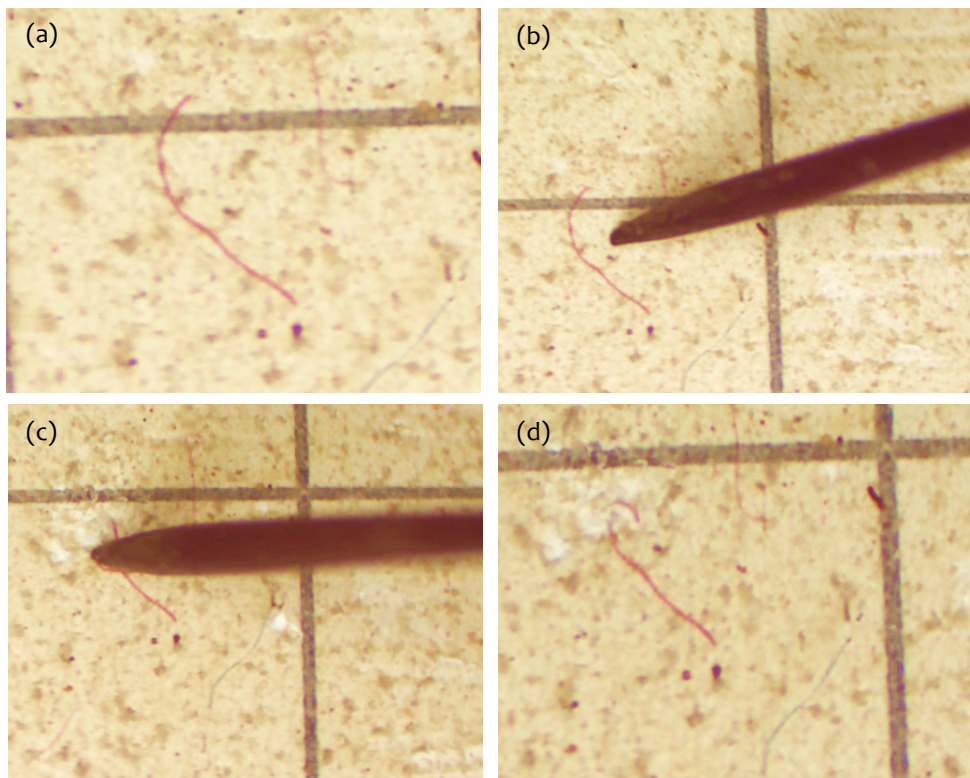


Figure 5: Hot needle test on red filament: (a) Pre-test; (b) Approach of hot needle; (c) Hot needle in close proximity; (d) Final result – filament reacted and curled due to heat.

ii. Compound Microscope Inspection

If the composition of a piece is questionable, carefully remove it and further inspect under a compound microscope where biological structures are more readily visible. It is beneficial in training to examine filtered algae under the microscope so you are confident identifying algal pieces versus plastic pieces with biofouling (i.e. growth of algae on plastics surface).

E. Variations to Look for When Using the Hidalgo-Ruz Rules

The Hidalgo-Ruz *et al.* (2014) rules will help you identify most microplastics you encounter. However, you may come across pieces with variations on these rules. Identify as many characteristics as possible for accurate categorization.

i. Rule 1: No Cellular or Organic Structures Visible

Variation: Microplastics will never have cellular or organic structures. However, biofouling can alter the appearance of a piece of plastic. Organic material may be visible just on the surface of the plastic. Take care to note if organic structures are present throughout a piece, or just on one portion or the surface.

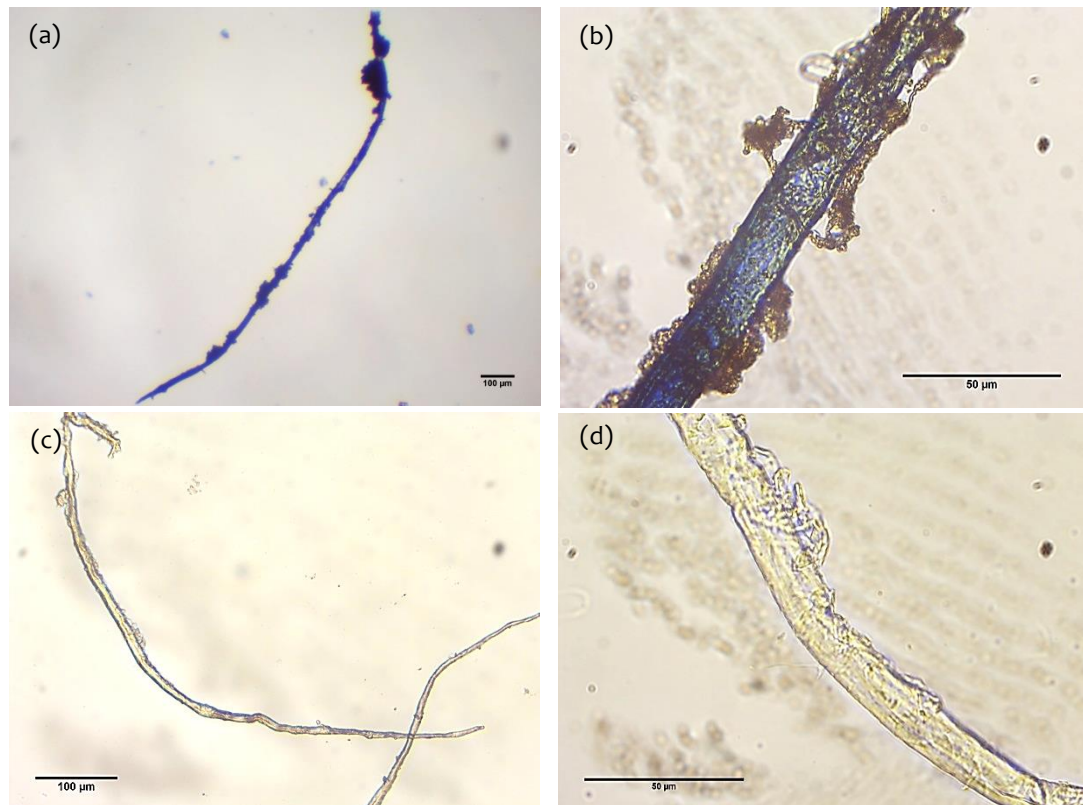


Figure 6: Biofouled microplastic fibers: (a), (b) Blue biofouled fiber; (c), (d) Translucent biofouled fiber.

ii. **Rule 2: *Fibers Should be Equally Thick Throughout Their Entire Length***

Variation: Generally always true for fibers. However, sometimes splitting or fraying is seen.



Figure 7: Frayed microplastic fiber.

iii. **Rule 3: *Particles should exhibit homogeneous color throughout***

Variation: Some plastics are not homogenous in color. You may find patterns or stripes. Additionally, biofouling can potentially disguise color, or part of the fiber may be bleached.

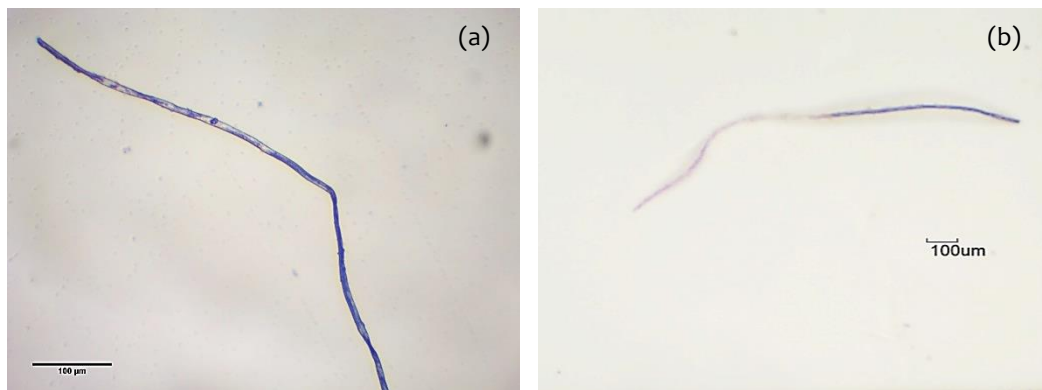


Figure 8: Exceptions to the rules: (a) Partially bleached blue fiber; (b) Red, white and blue fiber.

F. Other Materials You May Find on Your Filter

i. **Algae**

Algae, especially translucent pieces, can sometimes be difficult to distinguish from plastic underneath the dissecting microscope. Even when prodded, these biological pieces may not break. If you are unsure, remove the piece in question and inspect it under a compound microscope. Look for cellular structures *throughout* the piece. If there are cellular or organic structures just on one portion, or just on the surface, it may be due to biofouling (See Section D, part i).

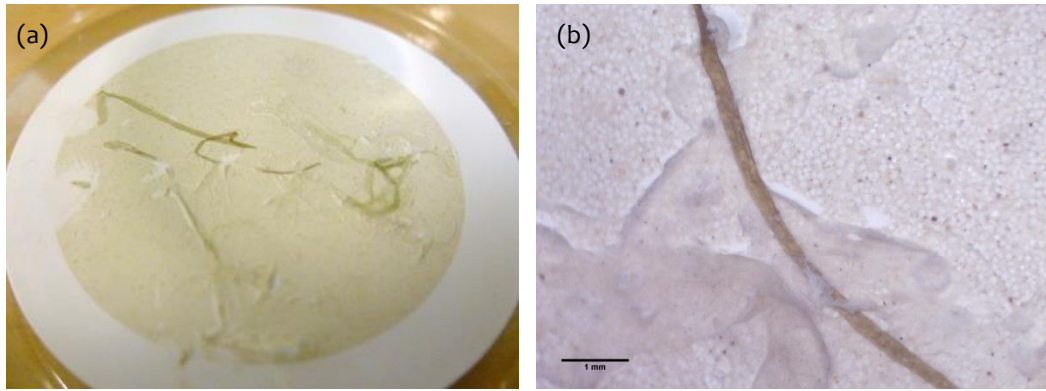


Figure 9: Algae examples: (a) *Ulva* algae on a filter after filtration; (b) The translucent film from the algae may look as a plastic film, but is very brittle and breaks apart when prodded.

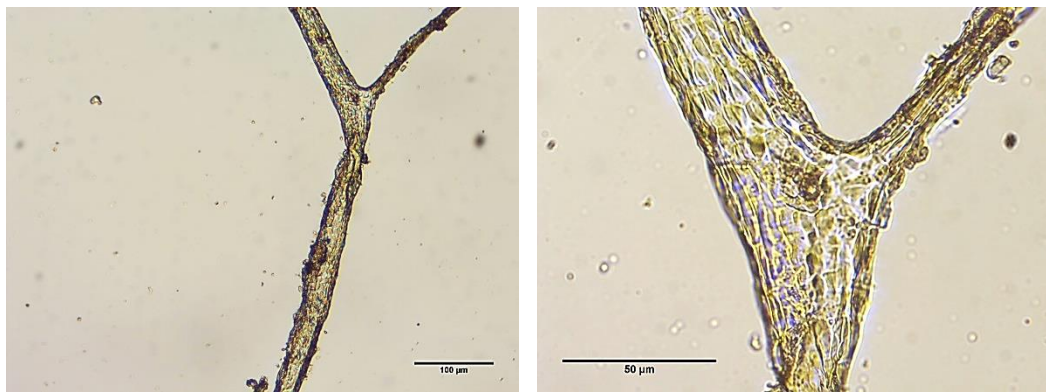


Figure 10: A piece of algae. The forking seen here is usually indicative of algae. Notice the cellular structure seen throughout the piece.

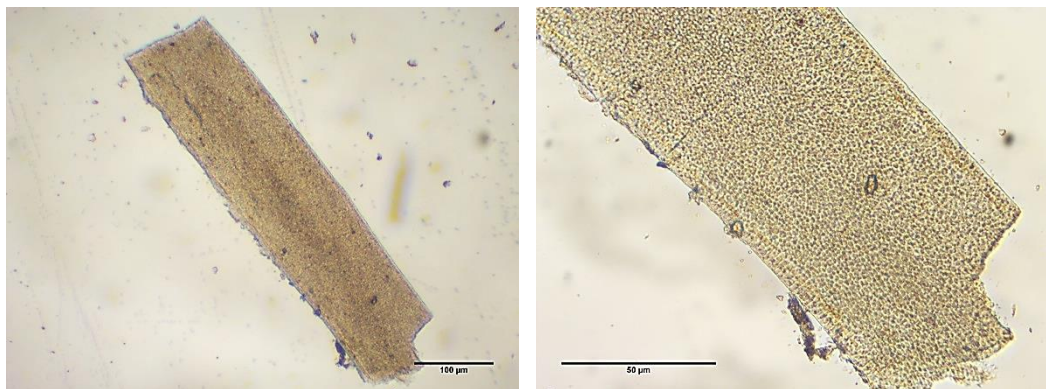


Figure 11: A piece of algae. Notice cellular structure seen throughout.

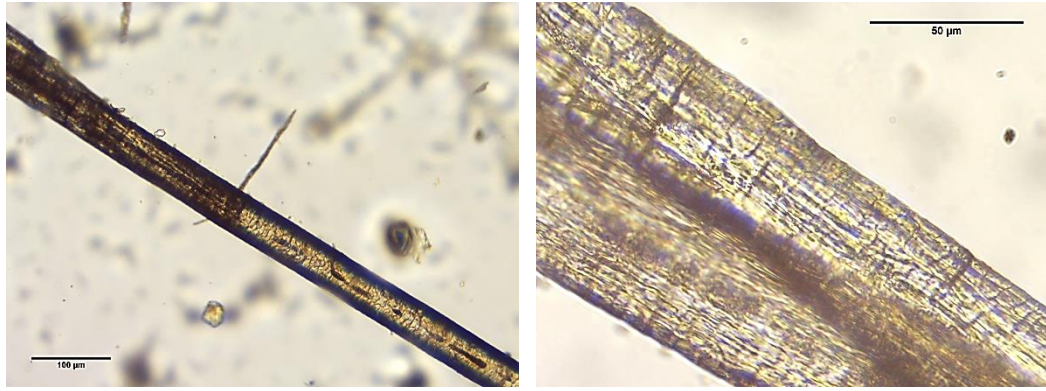


Figure 12: A piece of algae. Notice cellular structure seen throughout.

ii. Salt Crystals and Sand

Salt and sand pieces may also sometimes look similar to plastic. However, when prodded, salt crystals will break apart and sand will break and sound like breaking glass. If you are having difficulty distinguishing sand from microplastics, consider using the hot needle test. Sand will not respond to the heat from the needle, but microplastics will.

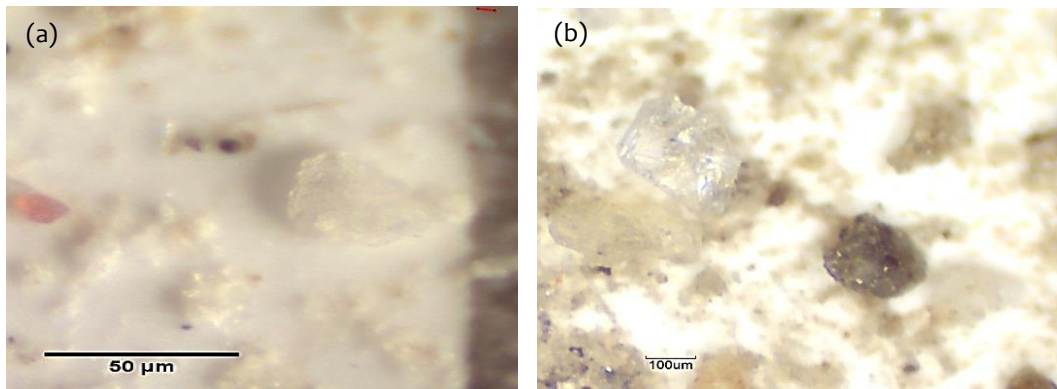


Figure 13: Non-plastic examples: (a) Salt crystal; (b) Sand grain.

iii. Animals, Animal Parts and Shells

You may find animals, shells, phytoplankton, zooplankton, etc., in your sample. These will usually break apart or lose much of their structural integrity when prodded.

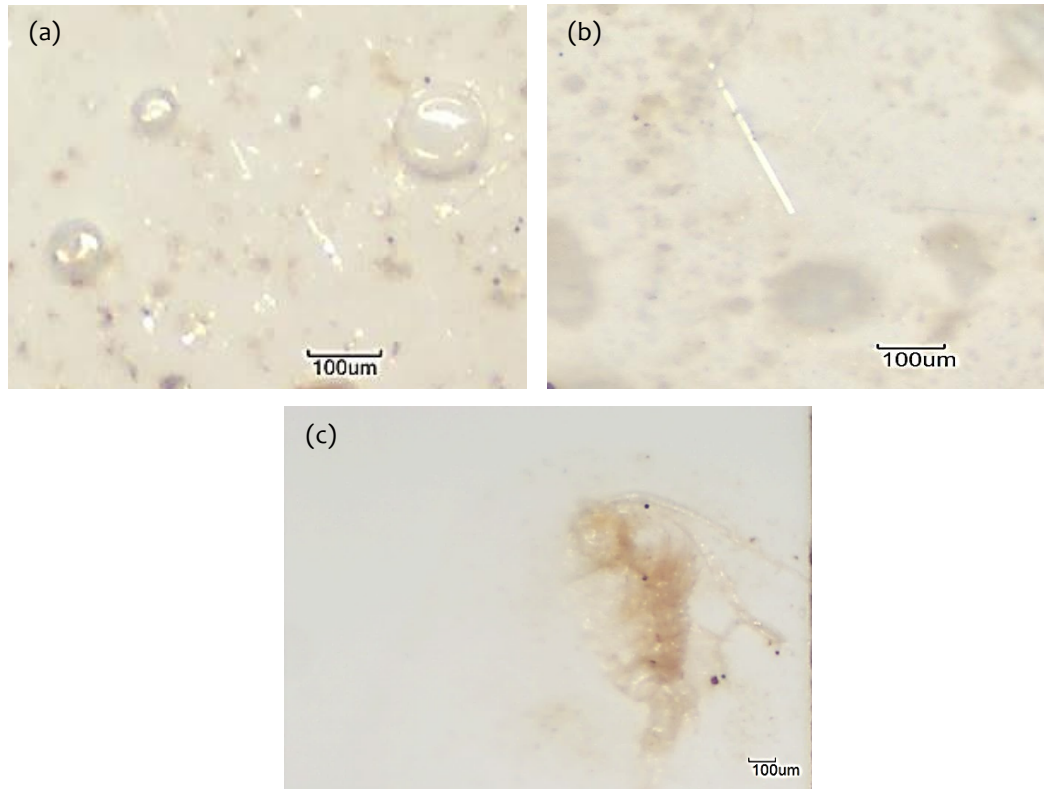


Figure 14: Plankton. Might be present in the form of geometrical shiny structures or easily recognized as individual animals: (a), (b) Diatoms; (c) Copepod.



Figure 15: Trichome. Looks like plastic, and will spring right off of the filter when prodded.

iv. Metal Paint and Aluminum Foil

You may see pieces of metal paint or aluminum foil in your samples. Metal paint can scrape off a boat. Aluminum pieces can flake off of foil lined sample lids or equipment. You can identify these pieces due to their intense reflectivity and shininess. They will not display the characteristic traits of most plastic pieces such as the flexibility.

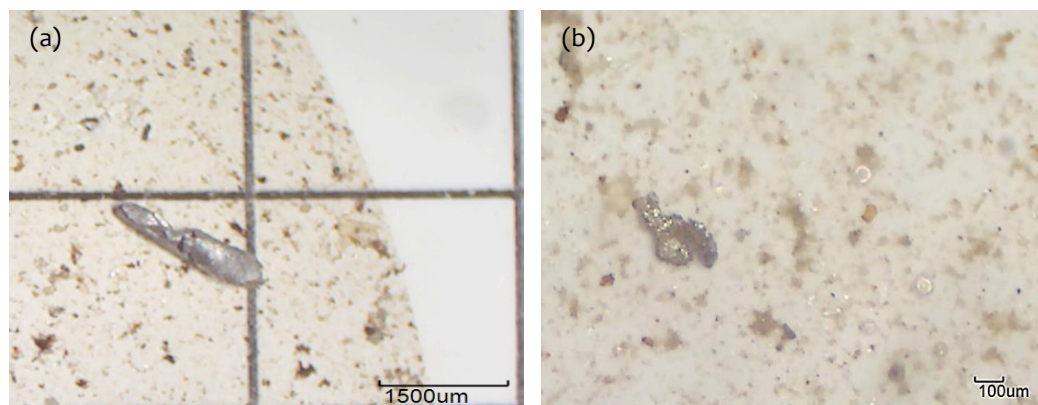
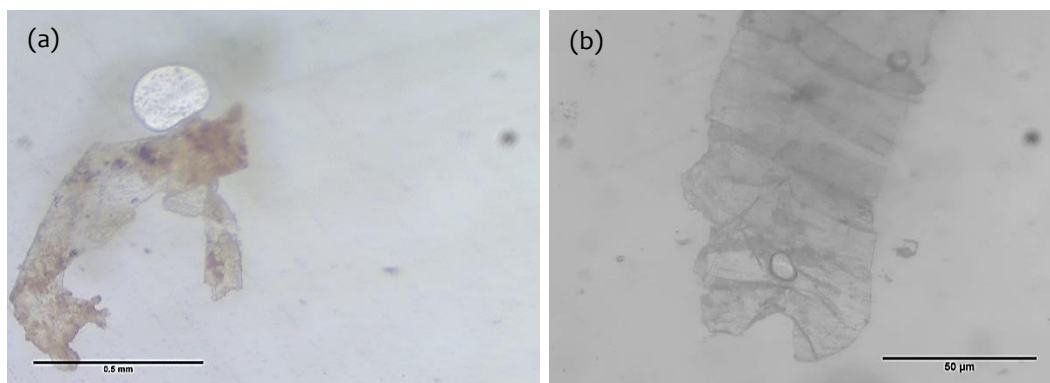


Figure 16: Examples of aluminum pieces: (a) Large piece; (b) Smaller piece in detail.

V. Categories of Microplastics

MERI identifies microplastic pieces based on color and shape. If possible, it is also beneficial to measure the length or area of each piece. Software programs such as Image J and MoticCam both have this capability. Make sure that your equipment is calibrated so measurements are more accurate. Rough estimates of plastic size (e.g. length equals # squares) can also strengthen your analysis.



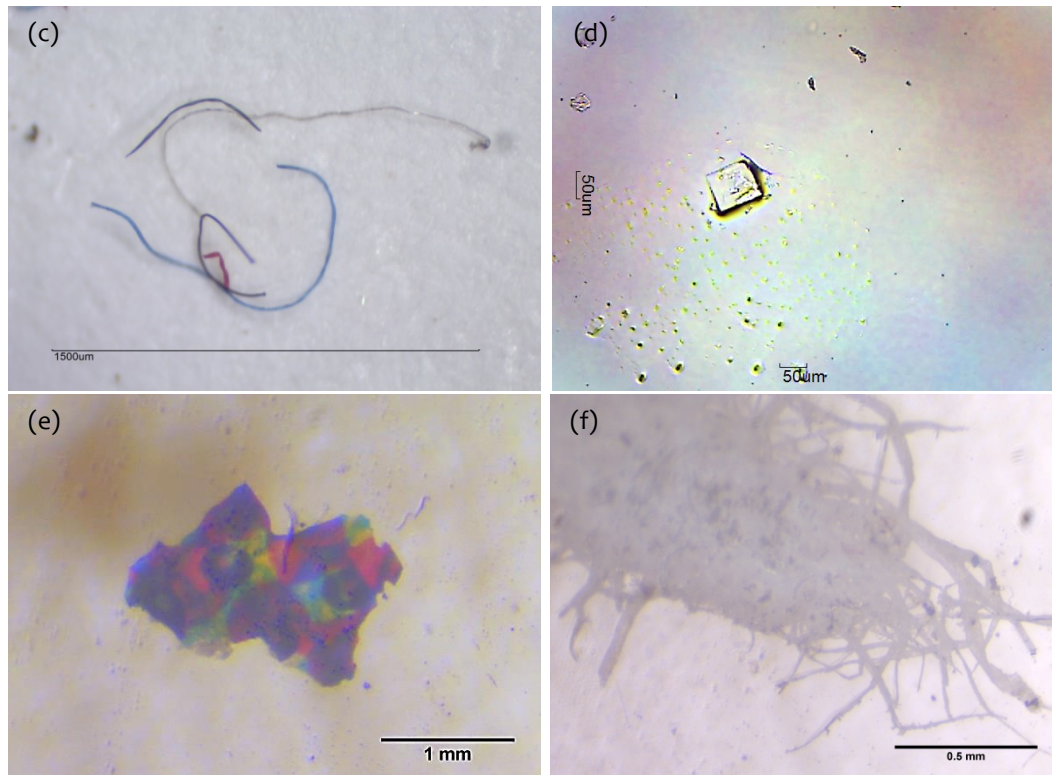


Figure 17: Different shapes and colors of Microplastics: (a), (b) Translucent fragment; (c) Filaments; (d) Angular; (e) Multi-colored fragment; (f) Clump of white fibers.

A. Categories Used to Describe Microplastics

Some studies further categorize pieces, as seen in the chart below. Without FT-IR analysis (i.e. plastic polymer identification), it is extremely difficult to confidently pinpoint the source of microplastics in your sample.

CATEGORIES	DESCRIPTION
SOURCES	- Consumer product fragments (e.g. fishing net) - Raw industrial pellets
TYPE	- Plastic fragments, pellets, filaments, plastic films, foamed plastic, granules and styrofoam
SHAPE	- For pellets: cylindrical, disks, flat, ovoid, spheruloids - For fragments: rounded, subrounded, subangular, angular - General: irregular, elongated, degraded, rough and broken edges
EROSION	- Fresh, unweathered, incipient alteration, and level of crazing (conchoidal fractures), weathered, grooves, irregular surface, jagged fragments, linear fractures, subparallel ridges and very degraded
COLOR	- Transparent, crystalline, white, clear-white-cream, red, orange, blue, opaque, black, grey, brown, green, pink, tan, yellow and pigmentation

Source: Hidalgo-Ruiz *et al.*, 2012

VI. Contamination Considerations

Airborne fiber contamination is recurrent in many studies. It is necessary to be very aware of this and to take precautions to reduce it.

A. Methods to Reduce Contamination

1. Keep your filter covered whenever possible. If you are not looking at it under the microscope, it should be covered.
2. Store filters in glass petri dishes. Plastic petri dishes will work, but glass is better to reduce possible contamination from the dish itself.
3. Wipe down all surfaces before inspecting each sample. A brightly colored sponge is recommended. Any pieces sourced from the sponge will be more easily identified as contamination if it is a unique color.
4. Rinse all tweezers, probes, and your hands three times under a heavy stream of water before opening a petri dish for inspection.
5. Wear cotton or natural fiber clothes. Avoid bringing any synthetic materials into lab.
6. Minimize traffic in your lab or working space, if possible. The smaller the number of people in and out of your work space, the smaller the chance of contamination.

B. Contamination Examples

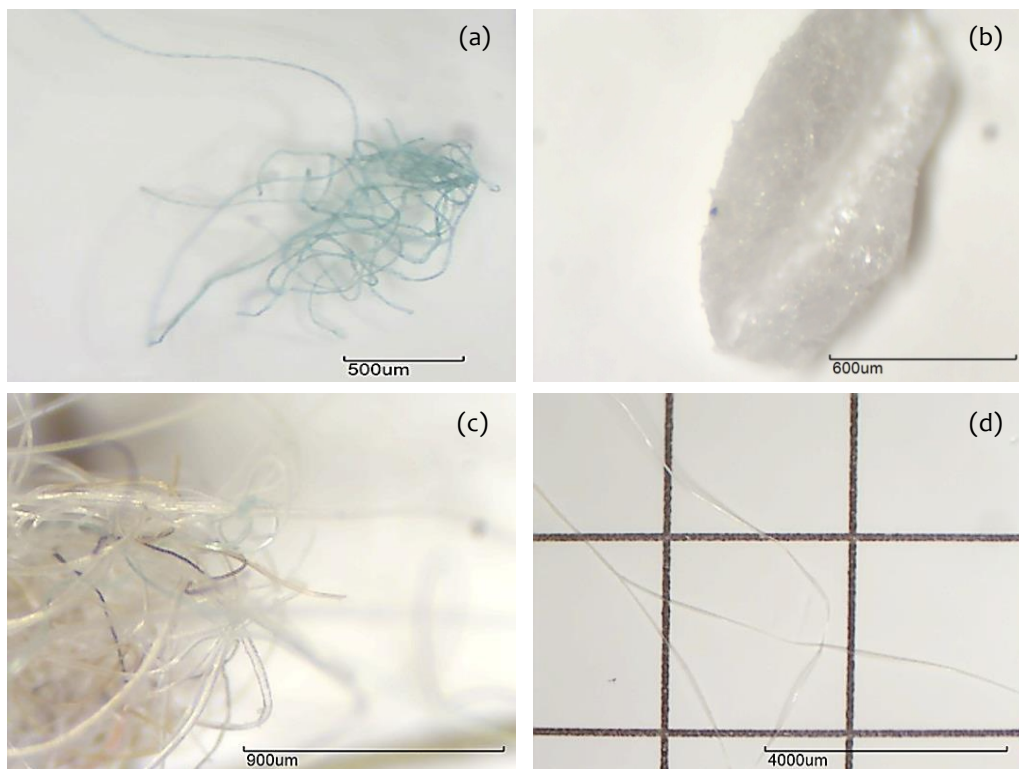


Figure 18: Examples of different types of lab contamination: (a) Cotton clothing fibers; (b) Styrofoam piece; (c), (d) Wool clothing fibers.

VII. References

De Witte, B.; Devriese, L.; Bekaert, K.; Hoffman, S.; Vandermeersch, G.; Cooreman, K.; Robbens, K. (2014) – Quality assessment of the blue mussel (*Mytilus edulis*): Comparison between commercial and wild types. *Marine Pollution Bulletin*, 85(1):146-155.

DOI: 10.1016/j.marpolbul.2014.06.006

Hidalgo-Ruz, V.; Gutow, L.; Thompson, R.C.; Thiel, M. (2012) – Microplastics in the Marine Environment: A Review of the Methods Used for Identification and Quantification. *Environmental Science & Technology*, 46:3060-3075.

DOI:dx.doi.org/10.1021/es2031505

VII. Appendix

A. Microplastics Data Sheet

	Blue	Red	Transparent/White	Black	Green	Other Colors	Total per Filter	Pieces/Liter
ROUND								
FILAMENT								
ANGULAR								
OTHER SHAPE								
TOTAL								



**Marine & Environmental
Research Institute**

Center for Environmental Studies

55 Main Street
P.O. Box 1652
Blue Hill, ME 04614

T: 207.374.2135
F: 207.374.2931

info@meriresearch.org
www.meriresearch.org

Vedlegg 4

Registrering av mikroplast i www.Vannmiljø.no, basert på møte i Miljødirektoratet 27. september 2017, 4 sider.

Registrering av mikroplast i Vannmiljø

Det finnes i dag ingen internasjonal standard for prøvetaking, analyse og resultatangivelse av mikroplast, men det jobbes bl.a. innenfor GESAMP med å utvikle retningslinje som dekker terminologi og metoder for prøvetaking og analyse av makro- og mikroplast.

I 2017 har flere oppdragstakere utført undersøkelser på oppdrag av Miljødirektoratet for å kartlegge utbredelse og nivåer av mikroplastforurensning i marint miljø i Norge. Felles for disse undersøkelsene er at resultatene skal rapporteres/registreres i fagsystemet Vannmiljø. Nedenfor følger et forslag til anvisning på hvordan dette skal skje på en måte som gir størst mulig grad av sammenlignbare resultater. Anvisningene bygger på enighet oppnådd i møte hos Miljødirektoratet 27.9.2017.

Stedfesting

All import av data i Vannmiljø krever stedfesting, dvs. at data knyttes til en vannlokalisitet (stasjon eller prøvetakingspunkt). Lokalitetskoden utgjør primærnøkkelen, som knytter en vannregistrering (måling/observasjon) til en lokalitet. En vannlokalisitet er representert ved et koordinatpar. I kystvann er det vanlig å oppgi koordinatene i grader og desimalminutter ev. desimalgrader.

En vannlokalisitet kan opprettes enkeltvis av registrert bruker (krever brukernavn og passord), men systemadministrator kan bistå med å opprette lokaliteter og returnere nye lokalitetskoder dersom det er snakk om et større antall. Det er utarbeidet en egen mal (Excel-fil) for import av vannlokalisiteter.

Parametre

For å kunne lagre resultater fra målinger av mikroplast i Vannmiljø må det opprettes nye parametre (metrics). Nedenfor følger forslag til parametre som uttrykker mengde (tabell 1) og form (tabell 2). Parameterkoden er sammensatt av tre ledd:

- PL for plast.
- Betegnelse på størrelse (f.eks. MICRO) eller form (f.eks. FIBER).
- NO for antall partikler eller PS for andel (%) partikler.

I tillegg er det foreslått å operere med to størrelseskategorier av mesoplast angitt som 1_5 eller 1_25 i betydningen 1 – 5 mm og 1 – 25 mm.

Table 1 (EN). Parameters representing quantity.

ID	Name	Description
PLMICRONO	Number of micro plastic particles per sample.	Number of micro plastic particles in the size range 0 - 1 mm in a single sample or as an average of samples at a given site.
PLMESONO1_5	Number of meso plastic particles per sample.	Number of meso plastic particles in the size range 1 - 5 mm in a single sample or as an average of samples at a given site.
PLMESONO1_25	Number of meso	Number of meso plastic particles in the size range 1 - 25

ID	Name	Description
	plastic particles per sample.	mm in a single sample or as an average of samples at a given site.
PLMACRONO	Number of macro plastic particles per sample.	Number of macro plastic particles in the size range 0,025 - 1 m in a single sample or as an average of samples at a given site.

Tabell 1 (NO). Parametre som representerer kvantitet.

ID	Navn	Beskrivelse
PLMICRONO	Antall mikroplastpartikler per prøve.	Antall mikroplastpartikler med partikkelstørrelse 0 - 1 mm i en enkeltprøve eller som et gjennomsnitt av flere prøver på en gitt lokalitet.
PLMESONO1_5	Antall mesoplastpartikler per prøve.	Antall mesoplastpartikler med partikkelstørrelse 1 - 5 mm i en enkeltprøve eller som et gjennomsnitt av flere prøver på en gitt lokalitet.
PLMESONO1_25	Antall mesoplastpartikler per prøve.	Antall mesoplastpartikler med partikkelstørrelse 1 - 25 mm i en enkeltprøve eller som et gjennomsnitt av flere prøver på en gitt lokalitet.
PLMACRONO	Antall makroplastpartikler per prøve.	Antall makroplastpartikler med partikkelstørrelse 0,025 – 1 m i en enkeltprøve eller som et gjennomsnitt av flere prøver på en gitt lokalitet.

Parameterne for partikkelform er i utgangspunktet uavhengig av størrelseskategorier. Dersom man skal vise til ulike former innenfor en gitt størrelseskategori, kan det gjøres ved at man gir et unikt prøvenummer til parameteren som representerer partikkelstørrelse og tilhørende parametre for partikkelform (jf. kolonne 'Provenr' i importregnearket). Dersom partikkelformene refererer seg til alle størrelseskategorier i en prøve, kan man understreke det i kommentarfeltet når man registrerer.

Table 2 (EN). Parameters representing shape/morphology.

ID	Name	Description
PLFIBERPS	Proportion of plastic fibers per sample.	Percentage of total plastic particles in a sample that are present as fibers.
PLGRANPS	Proportion of plastic granules/spheres per sample	Percentage of total plastic particles in a sample that are present as granules or spheres.
PLFILMPS	Proportion of plastic films per sample.	Percent of total plastic particles in a sample that are present as film.

Tabell 2 (NO). Parametre som representerer form/morfologi.

ID	Navn	Beskrivelse
PLFIBERPS	Andel plastfiber per prøve.	Prosent av totale plastpartikler i en prøve som opptrer i form av fiber.
PLGRANPS	Andel granulære/sfæriske plastpartikler per prøve.	Prosent av totale plastpartikler i en prøve som opptrer i form av granulære eller sfæriske partikler.
PLFILMPS	Andel plastfilm per	Prosent av totale plastpartikler i en prøve som opptrer i

ID	Navn	Beskrivelse
	prøve.	form av film.

Enhetsangivelse

I Vannmiljø vil angivelse av måleenhet avhenge av kombinasjonen parameter, medium (matriks) og prøvetakingsmetode. Slik vil det også være med mikroplastpartikler avhengig av om de måles i vannfasen, i sedimenter og i biota. For hver parameter vil det da kunne stilles opp flere gyldige kombinasjoner.

Table 3 (EN). Measurement units.

Medium	MediumID	SamplingMetodeID	Taxon required?	Unit	UnitID
Sediment saltwater	SS	NS-EN ISO 5667-19A (box corer)	NO	Particle count/kg d.w.	81
Sediment saltwater	SS	NS-EN ISO 5667-19B (van Veen grab)	NO	Particle count/kg d.w.	81
Sediment saltwater	SS	NS-EN ISO 5667-19C (cylinder corer)	NO	Particle count/kg d.w.	81
Biota soft body	BB	UNKNOWN	YES	Particle count/kg w.w.	82
Salt water	VS	NS-ISO 5667-9A (volume sampler)	NO	Particle count/liter	83

Tabell 3 (NO). Måleenheter

Medium	MediumID	PrøvetakingsMetodeID	Krever art?	Enhet	EnhetsID
Sediment saltvann	SS	NS-EN ISO 5667-19A (bokscorer)	NEI	Antall partikler/kg t.v.	81
Sediment saltvann	SS	NS-EN ISO 5667-19B (van Veen grabb)	NEI	Antall partikler/kg t.v.	81
Sediment saltvann	SS	NS-EN ISO 5667-19C (syndercorer)	NEI	Antall partikler/kg t.v.	81
Biota bløtdeler	BB	UNKNOWN	JA	Antall partikler/kg v.v.	82
Saltvann	VS	NS-ISO 5667-9A (volumprøvetaker)	NEI	Antall partikler/liter	83

Målinger i biota krever at det oppgis hvilken art vevs- eller organprøvene kommer fra. Tabell 3 viser det mest aktuelle mediet for måling i blåskjell (*Mytilus edulis*). Men det finnes andre [medier](#) som dekker behovet for andre arter, f.eks. fisk (biota mageinnhold). I Vannmiljø gis det anledning til å registrere mengde mikroplast både per individ og som gjennomsnitt for flere individer. Dersom det registreres per individ må det oppgis et unikt individnummer, jf. kolonne 'Provenr' i importregnearket.

Måling i sediment krever at man oppgir hvilket dybdesjikt (cm) prøven representerer regnet fra sedimentoverflaten, jf. kolonnen 'Ovre_dyp' og 'Nedre_dyp'. Dersom prøven representerer de øvre 2

cm (0-2) skal det registreres 0 i 'Ovre_dyp' og 2 i 'Nedre_dyp'. Når det tas prøver av sediment er det også aktuelt å oppgi data som karakteriserer sedimentet, bl.a.

Siden det ikke finnes internasjonale standarder for prøvetaking og analyse av mikroplast, er det aktuelt å registrere nye dokumenterte metoder/metodebeskrivelser, f.eks. Claessens et.al., 2013. *New techniques for the detection of microplastics in sediments and field collected organisms*. Marine Pollution Bulletin, vol. 70, pp. 227-233.

Import av data

Import av data til Vannmiljø skjer ved opplasting og innlesing av fil (Excel-regneark), og krever at man har egen bruker med brukernavn og passord. Importfunksjonen aktiveres i eget grensesnitt i Vannmiljø. Det er fullt mulig å laste opp og validere en fil uten å være pålogget, så lenge importen knyttes til en bruker med rettigheter.

Hver rad i importfilen representerer en vannregistrering (dvs. måling eller observasjon). Kolonnene representerer egenskapene til en vannregistrering. Filen fylles som et minimum ut med gyldige koder i alle obligatoriske kolonner. Vannmiljø's kodeverk er publisert på egen [nettside](#). Her kan du laste ned importmalen, gjøre oppslag i hele kodeverket og finne veiledning i utfylling av filen. De enkelte egenskapene til en vannregistrering er beskrevet og definert [her](#).



NORGES
GEOLOGISKE
UNDERSØKELSE
· NGU ·

Norges geologiske undersøkelse
Postboks 6315, Sluppen
7491 Trondheim, Norge

Besøksadresse
Leiv Eirikssons vei 39
7040 Trondheim

Telefon 73 90 40 00
E-post ngu@ngu.no
Nettside www.ngu.no