

BACHELOROPPGAVE

Analyse av kostnads- og energieffektivitet ved bruk av elektroforese for konsentrering av en dyrket mikroalgekultur

Analysis of the cost and energy efficiency of electrophoresis to concentrate a cultivated culture of microalgae

116 Eikenes, Bendik

106 Helle, Stig

112 Johansen, Andreas

115 Rønnekleiv, Ottar Erik

Fornybar energi FE403

Institutt for miljø- og naturvitenskap

Vileder: Torbjørn Dale

28. mai 2018

Jeg bekrefter at arbeidet er selvstendig utarbeidet, og at referanser/kildehenvisninger til alle kilder som er brukt i arbeidet er oppgitt, jf. Forskrift om studium og eksamen ved Høgskulen på Vestlandet, § 10.

Innholdsfortegnelse

FORORD	1
SAMMENDRAG	2
ABSTRACT	3
INNLEDNING	4
GENERELT	4
BIODRIVSTOFF	4
ALGER	5
MÅLSETTINGER	6
HOVEDPROBLEMSTILLING	6
RESEARCH QUESTION	6
AVGRENSNINGER.....	6
TEORI	7
METODER FOR HØSTNING AV MIKROALGER FRA STOR SKALA PRODUKSJON I TANKER.....	7
Sedimentering	7
Filtrering.....	7
Sentrifugering.....	8
Flotasjon	8
Kjemisk flokkulering.....	9
Ultrasonisk lyd	9
Auto-flokkulering.....	9
Bio-flokkulering.....	10
Elektroforese	10
MATERIELL OG METODE	12
DEFINISJONER.....	12
GENERELL BESKRIVELSE AV EKSPERIMENTET OG LOKASJON	12
EKSPERIMENTETS INNDELING	13
GENERELL UTSTYRSBESKRIVELSE	15
Karene.....	15
Vannpumpe, med rør, kapasitet på 1 500 L/min.....	16
Strømforsyning	17
CTD-apparat.....	17
pH-måler	19
Termometer (sprittermometer)	19
Prøveglass, med jod-løsning.....	20
Secchi-skive	20
Presenninger.....	21
Ruttner vannhenter.....	21
INOKULERING (TILFØRSEL AV MIKROALGENE I KARET)	22
Henting av algekonsentrat til inokulering.....	24
Utskifting av vann i karet.....	25
KULTIVERING.....	26
Superba	26
Vannglass.....	28
Gjødslingsregime.....	28
Karbondioksid og lys	30
CTD-måling i utvannet kar	30

KONSENTRERING.....	32
Høsting av mikroalgene / metode utvikling	32
Første test av elektroforese-prosedyren – 10. april.....	32
Endelig innhøstingsmetode	35
Beregning av biomasse / L vann.....	37
Beregning av glødetap	39
Beregning av vekstrater	41
Telling av mikroalger ved hjelp av Utermöhls sedimentasjonskammer	42
RESULTAT.....	46
OVERSIKT	46
FJORDENS MILJØ VED INNSAMLING AV MIKROALGER TIL INOKULERING DEN 12. MARS	46
KULTIVERING.....	51
Temperatur.....	51
Oksygen.....	53
pH	54
Salinitet	55
Klorofyllutvikling før gjødsling	56
Klorofyllutvikling under gjødsling.....	57
Klorofyllutvikling for hele eksperimentet	58
Vekstrater.....	59
Turbiditet	60
Tilsetning av gjødsel	62
Lysforhold.....	63
HØSTING AV MIKROALGEPRODUKSJONEN	64
Konsentrering.....	64
Endelig konsentreringsmetode	65
Resultat av høsting	66
Filtreringsforsøk.....	66
Algetelling i dyrket kultur	67
Beregning av biomasse/L vann, ved filtrering av 1 L prøver	70
Beregning av glødetap	71
Energi- og kostnadseffektivitet.....	72
DISKUSJON	74
FEILKILDER	74
Generelle Feilkilder	74
Andre feilkilder	74
Samlet vurdering.....	76
INOKULERING.....	77
KULTIVERING.....	78
Gjødslingsregime.....	78
Vannglass.....	78
Oksygen.....	78
pH	79
Salinitet	79
Temperatur.....	80
Klorofyll, algeoppblomstring og vekstrater	81
Turbiditet	83
Karbondioksid og lys.....	83
Vannbytte	84

ALGETELLING.....	85
Prøver fra 0,5 - 10 meters dyp og inokulatet.....	85
Sjekk av mikroalgekulturen.....	85
Prøver fra karet.....	85
Sedimentering.....	87
KONSENTRERING AV ALGEBIOMASSE.....	88
Filtrering og høstning.....	88
Elektroforese.....	88
Endelig konsentreringsmetode av høstet biomasse.....	89
BEREGNING AV PRODUKSJON.....	90
Beregning av den høstede biomassens saltinnhold.....	90
Beregning av biomasse/L vann fra algeproduksjonen i 7 m ³ -karet.....	90
Beregning av glødetap i digler.....	90
UTBYTTE OG KOSTNADSEFFEKTIVITET.....	91
Elektroforese: energiinnhold, strøm og kostnader.....	91
Teoretisk produksjon i 7 m ³ -karet.....	92
KONKLUSJON.....	93
REFERANSELISTE.....	95
APPENDIX.....	100
HOVVEDDATA.....	101
MANUELLE MÅLINGER.....	108
BEREGNING AV BIOMASSE / L VANN.....	110
BEREGNING AV GLØDETAP.....	110
KONSENTRERING.....	111
LOGG.....	113

Figurliste

Figur 1: Forsøket ble gjennomført på akvakulturstasjonen på Skjer syd for Sogndal.....	12
Figur 2: Hovedkaret.....	15
Figur 3: Elektroforesekaret med elektroder.....	15
Figur 4: Difussor som ble plassert i bunnen av karet.....	16
Figur 5: Luftpumpen og slange.....	16
Figur 6: Pumpen som pumper opp vann fra 100 meters dyp.....	16
Figur 7: Strømforsyningen til elektroforese forsøkene.....	17
Figur 8: CTD-apparatet før og under en av målingene.....	17
Figur 9: pH-måleren og prøveglass som de manuelle målingene ble gjort med.....	19
Figur 10: Secchi-skiven lagret i en bøtte med tau som ble brukt i eksperimentet.....	20
Figur 11: Vannhenteren som ble brukt i eksperimentet.	21
Figur 12: Karet før og under fylling.....	22
Figur 13: CTD-målingen som ga dataene for å danne en profil av fjorden.	23
Figur 14: Mikrometer håv, tilkoblet lodd.....	24
Figur 15: Inokulat i bøtte.....	24
Figur 16: Veing av Superba og en utblandet dose.....	26
Figur 17: Beholderen med vangglass og en utblandet dose.....	28
Figur 18: Metoden som ble brukt ved utvanning av vannet i karet, i en Gildekaske.....	31
Figur 19: Elektroforesekaret med anode og katode på plass.	32
Figur 20: Fylling av elektroforese-karet.....	32
Figur 21: Hydrogen- og oksygenbobler fra elektroforese, samt belegg med mikroalger flokkulert ved vannoverflaten.....	33
Figur 22: Mikroalge biomassen filtreres.....	35
Figur 23. Filterduk i spenn over en Gildekaske.....	35
Figur 24: Gummi-brikken som ble brukt til å rengjøre flasken vi brukte til å hente algene opp fra filterduken.....	35
Figur 25: Måleren vi koblet inn i kretsen for å kunne måle den faktiske effekten, Volten og Amperen i elektroforese-karet.	36
Figur 26: Vakuumpumpe til filterprøvene.....	38
Figur 27: Ekskivator (avfuktighetskammer).....	38
Figur 28: Varmeskapet som ble brukt til tørking, samt en digel med tørket biomasse.....	39
Figur 29: Ovn som ble brukt til forbrenning, samt en digel med aske.....	40
Figur 30: Sedimentering prosessen som ble brukt i forbindelse med algetellingen.....	42
Figur 31: Omvendt mikroskop av typen Leitz Diavert, samt kamera koblet opp ved kikkehullene.....	44
Figur 32: Den generelle hydrografien i fjorden fra 0-30 meters dyp, tatt 12. mars 2018. Mikroalgene til inokulering ble hentet fra 0-10 meter.....	47
Figur 33: Klorofyll og turbiditet verdiene i fjorden fra 0-30 meters dyp, tatt 12. mars 2018. Algeinokulatet ble hentet fra 0-10 meter.....	48
Figur 34: Dominerende mikroalger som var til stede i vannet hvor mikroalgene ble filtrert til inokulat.....	49
Figur 35: Sammenlikning mellom antall kiselalger fra 0,5 - 10 meters dyp og inokulatet.....	50
Figur 36: Gjennomsnittlige temperaturmålinger fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.....	51
Figur 37: Manuelle temperaturålgner i karet, målt fra 5 cm til 10 cm. Fra 12. mars til 25. april.....	52
Figur 38: Gjennomsnittlige oksygenverdier fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.....	53
Figur 39: pH-utviklingen i karet, fra 12. mars til 25. april.....	54
Figur 40: Gjennomsnittlig salinitetverdier fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.....	55
Figur 41: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp før gjødsling, målt med CTD-apparat. Fra 12. mars til 3. april.....	56
Figur 42: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp under gjødsling perioden, målt med CTD apparat. Fra 4. april til 25. april.....	57

Figur 43: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp for hele eksperimentet, målt med CTD apparat. Fra 12. mars til 25. april.....	58
Figur 44: Gjennomsnittlig turbiditet-utvikling (FTU) ved ca. 20 cm og 60 cm dyp i karet. Målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.....	60
Figur 45: Korrelasjon mellom turbiditet (FTU) og klorofyll ($\mu\text{g/l}$). Målt med CTD-apparatet, fra 12. mars til 25. april.....	61
Figur 46: Gjennomsnittlig Klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp, sammen med tilsatt næring. Fra 12 mars til 25 mars.....	62
Figur 47: Sammenligning av lysdata- og klorofyllkonsentrasjon. Lysdata fra Njøs (Anon., 2018c).....	63
Figur 48: Test av hvilket tidsintervall elektroforesen konsentrerte mest biomasse (våtvekt). Gjennomført ved en mikroalgekonsentrasjon på 20,06 ($\mu\text{g/L}$) i karet.....	64
Figur 49: Konsentreringseffektivitet (mengden biomasse i våtvekt) ved ulike Voltstyrker. Testen ble gjennomført ved en mikroalgekonsentrasjon på 26,10 ($\mu\text{g/L}$) i karet.....	65
Figur 50: <i>Thalassionema</i> sp. algen. Dato: 27.03.18.....	67
Figur 51: <i>Chaetoceros</i> sp. algen. Dato: 08.04.18.....	67
Figur 52: <i>Thalassiosira</i> sp. algen. Dato: 23:04.18.....	67
Figur 53: <i>S. costatum</i> algen. Dato: 22.04.18.....	67
Figur 54: Antall celler per prøve i forhold til klorofyll verdier....	69
Figur 55: Korrelasjonsforhold mellom antallet celler per liter og mengden klorofyll.....	70
Figur 56: Større mengder alger under mikroskopet. (x20 objektiv) venstre bilde: 10 april, prøve: skjer 5.....	86

Tabelliste

Tabell 1: Dimensjonene til karene.....	15
Tabell 2: Deklarert stoffinnhold i Superba. Oppgitt i prosentandeler. Hentet fra Baumann <i>et al.</i> , 2017.	27
Tabell 3: Gjødslingsregime gjennom eksperimentet.	29
Tabell 4: pH målinger i fjorden fra 0,5 meter til 10 meter.	46
Tabell 5: Gjennomsnittlig pH-verdi, salinitet og temperatur fra 0-10 m i fjorden der inokulatet ble hentet. Fra 12. mars.....	47
Tabell 6: Vekstrate i utvalgte perioder, doblingsrate og delingsrate.....	59
Tabell 7: SGR, doblingsrate og delingsrate til de datoene det har vært en markant økning i klorofyll.....	59
Tabell 8: Oversikt over mengden høstede mikroalger i våtvekt.	66
Tabell 9: Resultat av hvilken påvirkning filtreringstiden har på biomassens våtvekt.	66
Tabell 10: Antall celler av de forskjellige slektene, <i>Thalassionema</i> sp., <i>Chaetoceros</i> sp., <i>Thalassiosira</i> sp. og arten <i>Skeletonema costatum</i>	68
Tabell 11: Resultatet fra beregningen av biomasse/L. Prøver tatt i 7 m ³ -karet.....	70
Tabell 12: Resultat fra beregning av biomasse/L før og etter elektroforese i 0,67 m ³ -karet.	71
Tabell 13: Gjennomsnittlige verdier for glødetapsforsøket.....	71
Tabell 14: Prosentvis glødetap.	72

Forord

Denne bacheloroppgaven er utarbeidet ved institutt for miljø- og naturvitenskap ved Høgskulen på Vestlandet, campus Sogndal. Oppgaven er en del av “Fornybar-energi” studiet og vektlegges med 20 studiepoeng for hver av kandidatene.

Vi vil først og fremst takke veileder førsteamanuensis Torbjørn Dale for hans engasjement og behjelpelighet gjennom hele prosjektet. Han balanserte hjelp og veiledning på en måte som gjorde at vi fikk et godt utgangspunkt, men samtidig raskt kunne bli selvstendige. Torbjørn stilte alltid opp med en hjelpende hånd eller ga råd når det var nødvendig.

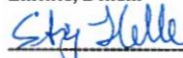
Kjartan Hovgaard har også vært til stor hjelp under alle prosjektets faser ved akvakulturstasjonen på Skjer. Kjartan klargjorde det meste av utstyret på Skjer slik at det var lett tilgjengelig for oss. Uten hans praktiske hjelp ville prosjektet vært langt vanskeligere og mer tidkrevende.

Takk til Geoffery Gilpin for hjelp og råd rundt valg av strømforsyningen og dens betydning for elektroforesen.

Takk til Sogn og Fjordane fylkeskommune for virkemidler for regional og innovasjon midler (VRI). Dette gjorde det mulig å leie kar, utstyr og hjelp på akvakulturstasjonen.



Eikenes, Bendik



Helle, Stig



Johansen, Andreas



Rønnekleiv, Ottar Erik

Sammendrag

Hovedmålet med denne oppgaven var å inokulere, kultivere og konsentrere en mikroalgekultur på en kostnads- og energieffektiv måte. Metoden i denne oppgaven er en videreutvikling av metoden beskrevet i Baumann *et al.*, 2017. Målet var i utgangspunktet å rendyrke *Skeletonema costatum* ved anvendelse av Wells-Glancey metoden (Anon., 1965), men denne arten dominerte ikke årets våroppblomstring. Derfor dyrket vi heller en sammensetning av *Thalassionema* sp. *Thalassiosira* sp. *Chaetoceros* sp. og *S. costatum*.

Kultivering ble gjort i kar med 7 m³ vann, i perioden 12. mars til 25. april 2018. Dyrking skjedde ved ca. 34 ‰ salinitet, ca. 0-12 °C vanntemperatur og en pH fra ca. 7,8-9,3. Første del av kultiveringen gikk ut på å se hvor høy klorofyllkonsentrasjon vi kunne oppnå uten å gjødsle. I del to av kultiveringen ble det tilsatt næringssalter og vannglass, noe som resulterte i en umiddelbar økt vekst. Underveis i gjødslingsperioden fikk vi en forsinket vekst tilsynelatende 2-4 døgn etter antall gjødslingsdoser ble økt. Høyeste veksthastigheten var 1,888 delinger/døgn, mens høyeste oppnådde klorofyllkonsentrasjon var på 272,6 µg/l.

Elektroforese ble brukt som konsentreringsmetode i et kar med 0,67 m³ vann. Elektroforesen var mest effektiv ved 6 V og 8,5 A over en periode på 40 min. Det ble forsøkt en rekke metoder for å hente opp de flokkulerte biomassene. Av den høstede biomassen (våtvekt), utgjorde vannvekten 93,95 %, tørrvekten 6,04%, askevekten 4,04% og glødetapet 2,00 %. Filtreringsmetoden for avvanning av biomassen ble forbedret. Tilsynelatende lik mengde biomasse hadde en våtvekt som var 51,65 % mindre ved 60 min filtrering enn ved 10 min filtrering. Totalt høstet vi en biomasse på 4061,52 g i våtvekt, til en kostnad på 29,42 kr/kg i våtvekt. Vi klarte å høste 43,70 % av biomassen i vannet. Dette er omtrent halvparten av effektiviteten elektroforesen til Baumann *et al.*, 2017 hadde. Totalt fikk vi et energiunderskudd på 381,3829 KJ ved bruk av denne metoden. Dette betyr at i vår produksjon, investerte vi 1,22 KJ strøm per KJ energi i den høstede biomassen. Den samlede kostnaden for gjødslingen vi tilsatte og strømmen brukt under elektroforesene var 119,48 kr.

Abstract

In this bachelor thesis, we aimed to inoculate, cultivate and concentrate a microalgae culture in a cost- and energy efficient way. The method in this thesis is a development of the method described in Baumann *et al.*, 2017. The goal was initially to isolate *S. costatum* using the Wells-Glancey method (Anon., 1965). However, this species did not dominate this years spring bloom. Instead, we cultivated a diverse mix of *Thalassionema* sp. *Thalassiosira* sp. *Chaetoceros* sp. og *S. costatum*.

The cultivation process was conducted in a 7 m³ vessel between march 12 and april 25, 2018. The cultivation was done under conditions of 34 ‰ salinity, a temperature between 0 and 12 °C and a pH value between 7,8 and 9,3. The first part of the cultivation process was to find out how high the chlorophyll concentratioin could reach without any supplements. In the second part we added nutrition supplements and vannglass, which resulted in immediate growth. In the second part of the cultivation we experienced a delayed growth apparently 2-4 days after the number of supplement doses was increased. The highest observed growth rate was 1,888 divisions/day, while the highest observed concentration of chlorophyll was 272,6 µg/l.

Electrophoresis was used to concentrate the culture of microalgae in a 0,67 m³ vessel. The electrophoresis was most efficient at 6 V and 8,5 A over a time period of 40 min. We testet multiple ways to gather the flocculant biomass from the surface of the 0,67 m³ vessel. The harvested biomass (wet weight) contained 93,95 % water, 6,04 % dry matter, 4,04 % ash and 2% organic energy. The technique used to filtrate the harvested biomass was improved several times. A seemingly equal amount of biomass had a 51,65 % lower wet weight when filtered for 60 min compared to 10 min. We harvested a total amount of 4061,52 g of wet biomass, to a cost of 29,42 NOK/kg. We managed to harvest 43,70 % of the biomass contained in the water. About half the efficiency that Baumann *et al.*, 2017 achieved. The method we conducted brought us to an energy deficit of 381,3829 KJ. This means that for every KJ of energy we harvested, we invested 1,22 KJ. The total cost of the supplements and electricity we used, was calculated to be 119,48 NOK.

Innledning

Generelt

Klimaendringer og global oppvarming er et viktig tema, som i disse dager er en stor del av det offentlige ordskiftet. Den globale temperaturen stiger, noe som fører til blant annet ismelting og økt havnivå. Dette skyldes hovedsakelig menneskelige utslipp. Mengden CO₂ i atmosfæren har økt betydelig siden den industrielle revolusjonen, noe som skyldes avskoging og forbrenning av de fossile energikildene (Anon., u.å a). Det er ikke bare CO₂ som fører til global oppvarming, gasser som metan og NO₂ er også store bidragsyttere. Grunnen til at hovedfokuset ligger ved utslipp av CO₂ er at det er en klimagass som lettest kan kontrolleres. Et tiltak for å kontrollere utslippet av CO₂ trådte i kraft i 2016, kalt Parisavtalen. Det er en avtale mellom flere nasjoner om å kutte klimautslippet og hindre at temperaturen på kloden ikke stiger mer enn 2,0 °C innen 2100 (Anon., 2017).

Biodrivstoff

Det jobbes kontinuerlig med å redusere forbruket av fossilt drivstoff. En vei å gå er å finne karbonnøytrale energikilder som bidrar til mindre negative virkninger på klimaet. Alene står transportsektoren for 14 % av alle utslipp av drivhusgasser på globalt nivå og 95 % av drivstoffet som brukes er fossile brennstoff (Edenhofer *et al.*, 2014; Ribeiro *et al.*, 2007). Samtidig med klimautfordringene vil verdens oljereservoar gå tom i løpet av dette århundret. Dette vil stimulere til innovasjon og vil presse frem alternative drivstoff som har en mindre negativ effekt på klimaet og som baserer seg i større grad på fornybar energi.

Verden står overfor en overgangsfase der fossilt brennstoff skal fases ut og fornybar energi skal inn. I mellomtiden vil det være behov for brennbare alternativer som kan brukes i fly, tankskip og tungtransport. Biodrivstoff kan være et godt alternativ her, da det er karbonnøytralt og kan på sikt være med på å fase ut fossilt brennstoff og redusere utslipp av fossilt CO₂. Biodrivstoff blir ofte kategorisert i henhold til generasjoner, og defineres av de råvareressursene som er brukt til drivstoffproduksjon (Sandquist, u.å).

Etanol og biodiesel er første generasjons biodrivstoff og benytter seg av dyrket biomasse som for eksempel raps, soya og palmeolje. Dette er metoder som krever så store områder med dyrket mark at det rammer matvareproduksjon. Det er også en kontroversiell metode for drivstoffproduksjon, grunnet faren ved avskoging for å frigi nye områder for dyrking. Første generasjons biodrivstoff blir derfor ikke sett på som et bærekraftig alternativ. Andre generasjons biodrivstoff fremstilt av trevirke. Eksempler på dette er etanol, butanol, pyrolyseoljer, osv. Tredje generasjons biodrivstoff blir regnet som et bedre alternativ. Tredje generasjons biodrivstoff kan bli fremstilt av mikroalger. Det som gjør mikroalger interessant er at de er betraktelig mindre arealkrevende, og kan dyrkes både i sjøen og på landareal som normalt ikke ville egnet seg for landbruk. Siden mikroalger blir dyrket i sjøvann, skåner dette land med mangel på ferskvann. Ved å unngå å legge beslag på landareal som allerede blir nytt til landbruk, unngår man å ta opp landbruksareal knyttet til matproduksjon (Ziolkowska & Simon, 2014).

Alger

I havet finnes det svært mange en- eller flercellede organismer. Noen av de er i stand til å gjennomføre fotosyntese. Da faller de under samlebetegnelsen, alger (Thronsen & Egeland, 2017). Noen arter, som for eksempel Sauttang, er så store at de kan observeres med det blotte øyet. Sauttang er et eksempel på en flercellet organisme. De encellede organismene, som for eksempel *S. costatum* er så små at de kun kan observeres gjennom mikroskop (Rueness, 2015).

Fotosyntese er en prosess der planter og alger omdanner karbondioksid og vann til sukker og oksygen ved hjelp av sollys. Ved hjelp av dette produseres karbohydrater som øker deres biologiske masse og oksygen frigis som avfall (Aarnes, 2017). På globalt nivå er alger ansvarlig for 40 % av årlig gjennomført fotosyntese (Thronsen & Egeland, 2017). Alger er derfor en avgjørende brikke i det globale økosystemet.

Alger kan ha en rekke bruksområder. De kan bli brukt i kostholdet til mennesker, dyr og til produksjon av biodrivstoff. Ved fullskala produksjon, kan mikroalger produsere 20 000-80 000 L olje per acre (4 046 m²) i året (Al Hattab, Ghaly & Hammouda, 2015).

For at det skal være hensiktsmessig å bruke alger som innsatsfaktor i biodrivstoffproduksjon, er det avgjørende at det er kostnadseffektivt.

Målsettinger

Målet for denne bacheloroppgaven er å opparbeide en mikroalgekultur med en tetthet oppmot den maksimale konsentrasjonen på 450 g biomasse/L (Al Hattab *et al.*, 2015). Deretter ønsker vi å få til en kostnad- og energieffektiv høsting og konsentrering av mikroalgekulturen ved hjelp elektroforese.

For å oppnå dette vil vi forsøke å optimalisere metoden og resultatene som ble presentert i Baumann, Grinde, Havn & Skogset, 2017.

Hovedproblemstilling

Analyse av kostnads- og energieffektivitet ved bruk av elektroforese for konsentrering av en mikroalgekultur dyrket i et 7 m³ kar.

Research question

Cost- and energy efficiency analysis of electrophoresis as method for concentrating a culture of microalgae cultivated in a 7 m³ vessel.

Avgrensninger

Valg av metode og gjennomføring er valgt på bakgrunn av kostnads- og tidsmessige rammer som prosjektet stiller til disposisjon.

Teori

Metoder for høstning av mikroalger fra stor skala produksjon i tanker

Det er en rekke fysiske metoder for å separere mikroalger, blant annet sedimentering, filtrering, sentrifugering, fluktuasjon og ultrasonisk lyd (Al Hattab *et al.*, 2015). Metodene kan brukes i biomasse-produksjon, men en gjennomgående utfordring er å velge og videreutvikle den mest kostnadseffektive metoden for avvanning og konsentrering av mikroalgenes biomasse. Som rapportert i (Al Hattab *et al.*, 2015), kan mikroalgenes biomasse konsentreres til opptil 450 g/L vann.

Sedimentering

Ved sedimenteringsmetoden skiller man vann og mikroalger ved gravitasjon. Siden mikroalger har en høyere tetthet enn vann, vil mikroalgene synke ned i bunnen av karet. Marine mikroalger varierer i tetthet fra 1030 til 1100 kg/m³. Saltvann har derimot en tetthet på 1025 kg/m³, noe som gjør at sedimentasjonen av mikroalger vil være lav i saltvann (Milledge, Heaven, 2012). Selv om sedimentasjon av mikroalger er effektivt når det kommer til konsentrasjon er det lite brukt i industrien. Kostnadene ved denne metoden er lave, men den er ikke spesielt pålitelig (Al Hattab *et al.*, 2015).

Filtrering

Filtrering er en metode som bruker permeabelt medium. Her blir mikroalgene skilt fra vannet siden porene i et permeabelt medium er så små at mikroalgen ikke slipper gjennom. Den mest brukte versjonen av filtrering er ved gravitasjon, men det kan også brukes trykk og vakuum. Filtrering ved gravitasjon er en svært tidkrevende prosess. Trykk- og vakuumfiltrering kan fremskynde prosessen (Al Hattab *et al.*, 2015).

Filtrering av mikroalger er en mer effektiv metode enn sedimentasjon, men ulempen med filtreringsmetoden er at filtreringsmediumet må skiftes ut eller rengjøres regelmessig (Al Hattab

et al., 2015). Kostnadene ved filtrering er større enn ved sedimentasjon grunnet den periodiske utskiftningen av filter (Baumann *et al.*, 2015).

Sentrifugering

Sentrifugering er mye brukt i drikke-, mat- og legemiddelindustrien. Dette er en prosess der sentrifugalkraften blir brukt til å separere faste stoff fra veske. Der er to sentrifugeringsmetoder som blir brukt for høsting av mikroalger, diskstabelsentrifuge og karaffelsentrifuge. Kostnadene ved de sentrifugeringsmetodene kan være høye på grunn av utstyret som er nødvendig (Al Hattab *et al.*, 2015). Effektiviteten ved denne metoden varierer mellom 28,5 % og 95 % avhengig av hvilken type sentrifugering og hvor mye kraft man bruker (Al Hattab *et al.*, 2015).

Flotasjon

Flotasjon er en metode som introduserer luftbobler til mikroalgekulturen som gjør til at mikroalgene flyter opp til vannoverflaten. Metoden er klassifisert som en fysisk-kjemisk tyngdekraftseparasjonsprosess. Prosessen fungerer slik at når luftboblene blir produsert i bunnen av karet og stiger, binder boblene seg til mikroalgene og frakter dem til overflaten (Al Hattab *et al.*, 2015). Det er fire typer flotasjonsmetoder, de blir gruppert etter metoden som brukes for bobleformasjon. Flotasjon virker ikke på alle mikroalger, vår kultur hadde tilførsel av bobler konstant, men vi fikk ingen flotasjon. Metodene er dispergert luftflotasjon, oppløst flotasjon, flotasjon ved bruk av mikrobobler og elektrolytisk flotasjon. Avhengig av hvilken metode for flotasjon som blir brukt har flotasjon en effektivitet på 93 %-99,2 %. Det tok 3-10 minutter å oppnå en effektiv flotasjon (Al Hattab *et al.*, 2015). Kostnadene for denne metoden kan være høye, spesielt om man skal bruke små bobler. Kostnadene kan bli like høye eller høyere enn ved sentrifugeringsmetoden. I forhold til sedimentering er flotasjon en nokså rask prosess (Milledge *et al.*, 2012).

Kjemisk flokkulering

Kjemisk flokkulering er en høstningsmetode der ulike kjemiske forbindelser binder seg til celleoverflatene og får de til å synke til bunnen av beholderen prosessen gjennomføres i (Baumann, *et al.*, 2017). Kjemisk flokkulering deles inn i to metoder basert på om flokkuleringsmidlene er organiske eller uorganiske. De mest vanlige metodene for flokkulering av mikroalger er anioniske, kationiske og ikke-inoiske polyelektrolytter (Al Hattab *et al.*, 2015).

Ifølge (Al Hattab *et al.*, 2015), er kjemisk flokkulering den mest effektive høstningsmetoden for mikroalger. Dette fordi den krever liten energitilførsel, kan prosessere store mengder på en gang, kan brukes på forskjellige arter og er svært kostnadseffektiv. Kjemisk flokkulering har også noen negative konsekvenser. Når kjemikalier tilsettes, kan dette endre fargen på mikroalgene og begrense muligheten for resirkulering av vannet i ettertid. Bruk av giftige kjemikalier til flokkulering kan også påvirke muligheten til å bruke biomassen fra mikroalger til produksjon av mat eller kosttilskudd (Vandamme, Foubert & Muylaert, 2013).

Ultrasonisk lyd

Ultrasonisk lyd kan også brukes til fysisk separering av mikroalger. Her knuses mikroalgene for å få olje, dette blir gjort ved at man bruker høyfrekvent lyd. Siden olje har en lavere tetthet enn vann vil den flyte opp til overflaten (Coons *et al.*, 2014).

Auto-flokkulering

Enkelte miljøbelastninger kan få noen mikroalgearter til å flokkulere spontant. Dette blir kalt auto-flokkulering og er en enkel og billig høstningsmetode. Det er flere ulike miljøbelastninger som kan forårsake dette fenomenet. Det kan være for høy eller lave pH-verdier, oppløst oksygenkonsentrasjon, tilførsel av Ca^{2+} og Mg^{2+} . Dette kan også skje naturlig ved forandring i nitrogenkonsentrasjon (Al Hattab *et al.*, 2015). Det at det kun er enkelte arter som auto-flokkulerer gjør dette til en upålitelig høstningsmetode. Effektiviteten til høstningsmetoden varierer fra 13 % - 96 %, etter pH-verdi, type alge og tilførsel av NaOH som gjør at miljøet blir mer basisk (Al Hattab *et al.*, 2015).

Bio-flokkulering

Ved å tilføre noen utvalgte mikroorganismer til dyrkningskaret kan en utvinne mikroalgenes biomasse. Denne metoden blir kalt bio-flokkulering. Dette gjøres ved å tilsette mikroorganismer som sopp, alger eller bakterier til algekulturen. Mikroorganismene vil så binde seg til mikroalgenes celler, som gjør at mikroalgenes vekt øker. Dette fører til at de synker til bunnen av karet (Al Hattab *et al.*, 2015).

Bioflokkuleringsmidlene er artsselektive, noe som betyr at effektiviteten vil variere fra art til art med en effektivitet fra 38 % til 95 % (Al Hattab *et al.*, 2015).

Elektroforese

Elektroforese er en metode som bruker elektrisitet for å skille mikroalger fra vann. De forskjellige metodene er elektrolytisk flokkulering, elektrolytisk koagulasjon og elektrolytisk flotering. Ved bruk av disse metodene unngår man bruken av kostbare og giftige kjemikalier (Al Hattab *et al.*, 2015). I denne bacheloroppgaven vil det bli brukt elektroforese for å konsentrere mikroalger.

Ved elektrolytisk flokkulering beveger negativt ladet celler seg mot anoden der de mister ladningen sin, det blir så dannet flokker. Hydrogen blir produsert ved den negative elektroden og oksygen blir produsert ved den positive elektroden. H₂ og O₂ danner bobler som frakter de flokkulerte mikroalgene til overflaten. Denne metoden har en effektivitet på 95 % etter 60 minutter med elektrolytisk flokkulering med spenning på 5,2 V (Baumann *et al.*, 2017)

Elektrolytisk koagulasjon er en metode der det må brukes kjemiske og fysiske stimuli for å oppnå en effektiv separering av mikroalgene. Denne metoden bruker elektroder som er av aktive metaller (Al Hattab *et al.*, 2015). Anoden skiller ut metalliske ioner, katoden skiller ut hydroksyd og de metalliske ionene fra anoden binder seg til hydroksydene fra katoden. Når dette skjer blir det dannet metallhydroksider, det er disse som får mikroalgene til å koagulere og danne flokker. På samme måte som ved flokkulering vil mikroalgene bli fraktet til overflaten av hydrogen- og oksygenbobler som har blitt dannet i elektroforesen (Al Hattab *et al.*, 2015). Kostnadene ved denne metoden er hovedsakelig elektrodene som blir brukt (Dassey & Theegala, 2014).

Det er varierende resultater ved bruk av elektro-koagulasjon, men ved høsting av bakterien *Escherichira coli* var effektiviteten høy (Al Hattab *et al.*, 2015).

Den siste typen elektroforese er elektrolytisk flotasjon. Denne metoden er nokså lik elektrolytisk koagulasjon. Anoden er også metalisk, men katoden består av det inaktive metalet stål.

Andoden skiller ut positivt ladet ioner som binder seg til de negativt ladet mikroalgene som får de til å flokkulere. Ved katoden blir det dannet hydrogenbobler som følge av elektroforesen av vannet. Gassboblene stiger og mikroalgene til overflaten (Al Hattab *et al.*, 2015).

Materiell og metode

Karvolumet, gjødslingsregime og forventede vekstrater er basert på bacheloroppgavene Baumann *et al.*, 2017 og Bjørndal *et al.*, 2016. Alle eksperimentets tre faser er inspirert av og er en videreutvikling av metoden som ble presentert i Baumann *et al.*, 2017.

Definisjoner

Vi har valgt å bruke begrepet elektroforese om konsentreringen av mikroalgene. Dette er på bakgrunn av Al Hattab *et al.*, (2015). Biomasse blir brukt som definisjon på den høstede biomassen i våtvekt. Flokkulering langs overflaten blir brukt som definisjon på den biomassen som samles langs overflaten under elektroforesen. Under algetellingen ble celler med lyst innhold definert som levende, mens celler med mørkt innhold ble definert som døde. I oppgaven blir både vannglass og Superba definert som gjødsel. Inokulat blir brukt som definisjon på algekonsentratet som ble tilsatt hovedkaret.

Generell beskrivelse av eksperimentet og lokasjon

Eksperimentet ble hovedsakelig utført på Akvakulturstasjonen på Skjer (figur 1). Dette ligger ca. 3 km sør for Sogndal sentrum. Akvakulturstasjonen blir for øyeblikket brukt til blant annet forskning på algetoksin for blåskjelloppdrett. Det var svært fordelaktig å bruke denne stasjonen grunnet tilgjengelighet og god tilgang på utstyr.



Figur 1: Forsøket ble gjennomført på akvakulturstasjonen på Skjer syd for Sogndal (Rød sirkel)

Eksperimentets inndeling

Eksperimentet i sin helhet består av ulike faser; Inokulering og kultivering uten gjødsling, kultivering med gjødsling, i tillegg til høsting og konsentrering av mikroalgene. Eksperimentet varte i sin helhet fra 12. mars til 25. april. Inokuleringsfasen startet 12. mars og varte frem til 2. april. Dette var en vekstperiode der mikroalgekulturen skulle livnære seg av næringsstoffene som allerede var i vannet fra 100-meters dyp, kombinert med lufttilførsel som skulle sørge for sirkulasjon og CO₂-tilførsel i vannet. Den andre fasen varte fra 3. april til 12. april. Dette var kultiveringsfasen der mikroalgekulturen ble gjødslet daglig med Superba og vannglass, for å legge forholdene til rette for optimal vekst. Høstningsfasen varte fra 13. april til 20. april og bestod av flere forsøk på optimalisering av metoden beskrevet i Baumann *et al.*, 2017, samt den endelige konsentreringsmetoden. Den elektroforese-metoden vi fant ut var mest effektiv, ble bruk i et mindre kar for å konsentrere mikroalgekulturen slik at den kunne hentes opp, deretter filtreres og lagres.

I den første fasen var målet i utgangspunktet å rendyrke mikroalgen *S. costatum* ved anvendelse av Wells-Glancy metoden (Anon., 1965). Etter nærmere undersøkelser av vannprøver, viste det seg at *S. costatum* nesten ikke var representert i årets våroppblomstring. De algeslektene som derimot var godt representert var *Thalassionema* sp., *Thalassiosira* sp. og *Chaetoceros* sp. Den mangfoldige mikroalgekulturen ble livnært av konstant lufttilførsel, samt vannbytter da temperaturen ble så lav at faren for bunnfrysing var tilstede. Vannbyttene økte ikke bare temperaturen, men tilførte også næringsstoffer fra 100 meters dyp i fjorden.

I den andre fasen ble mikroalgekulturen gjødslet daglig, slik at en optimal vekst kunne oppnås før høstingen kunne begynne. Under hele kultiveringsfasen ble det gjødslet med Superba og vannglass. Definisjonen på én dose av de to næringstilsetningene ble definert i Bjørndal *et al.*, 2016. Antallet gjødslingsdoser ble økt jevnlig gjennom hele perioden. Mot slutten av kultiveringsfasen ble gjødslingen trappet kraftig opp.

Da klorofyllkonsentrasjonen nådde et ønsket nivå, besluttet vi etter råd fra veileder Torbjørn Dale å begynne høstningsfasen. Dette var eksperimentets siste fase. Det ble under hele denne fasen gjødslet med Superba og vannglass, slik at mikroalgekulturen kunne fortsette veksten under høstningen. I denne fase ble det gjennomført flere forsøk på å optimalisere en variant av elektroforese som konsentreringsmetode av mikroalgene. Elektroforese-prosessen i dette eksperimentet tar utgangspunkt i den endelige konsentrasjonsmetoden presentert i Baumann *et al.*, 2017. Det ble også gjort forsøk på å finne den mest mulig effektive filtreringsmetodene som kunne produsere en algemasse med høyest mulig tetthet.

En kort film om gjennomføringen av prosjektet er tilgjengelig på: https://youtu.be/pZf-nnrxA_8

Generell utstyrsbeskrivelse

Karene

Hovedkaret hvor mikroalgene ble kultivert, hadde et volum på $8,8 \text{ m}^3$ (Bjørndal *et al.*, 2016), vannvolumet som ble brukt var ca. 7 m^3 . Karet var laget av glassfiber (figur 2), med en rund form og en konkav bunn. Bunnen av konen hadde i tillegg en ventil, som gjorde det lett å tømme karet. Karet var hevet over bakken ved hjelp av fem bein som gjorde det lett og tappe ned ved vannbytte. Elektroforesekaret var rektangulært og laget av plast (figur 3). Dette karet fylte vi med i underkant av 10 % av hovedkaret, omtrent 670 liter. For å fylle elektroforesekaret ble det sifonert vann fra hovedkaret ved hjelp av to slanger. I elektroforesekaret ble det plassert en anode og katode, som ble koblet til en strømforsyning ved hjelp av ledninger. Tabell 1 viser dimensjonene til karene.



Figur 2: Hovedkaret



Figur 3: Elektroforesekaret med elektroder

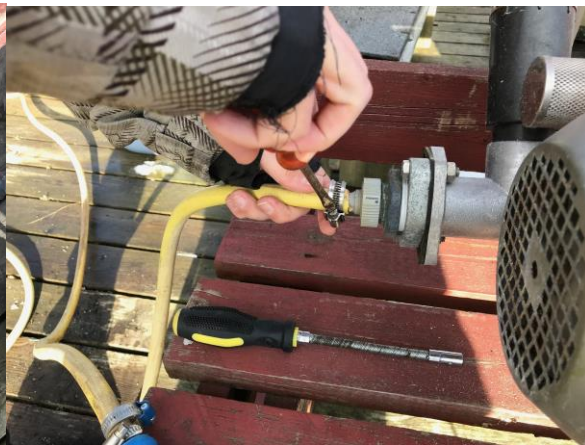
Tabell 1: Dimensjonene til karene.

	Hovedkaret	Elektroforesekaret
Diameter	300 cm	
Høyde	120 cm	61,5 cm
Bredde		95 cm
Lengde		116,5 cm
Volum	8,48 m^3 (uten konisk bunn) 8,8 m^3 (med konisk bunn)	0,680 m^3

Det ble senket ned en diffuser i bunnen av karet (figur 4). Denne var koblet opp til en luftpumpe (figur 5). Dette tilførte oksygen og karbondioksid til vannet, samt bidro til en nødvendig sirkulasjon i karet. Dette er viktig for å hindre sedimentering og for å gi alle mikroalgene tilgang på lys. Da CTD-målingene ble gjennomført på ettermiddagene, skrudde vi av pumpen siden luftboblene kan påvirke sensorene og gi feilaktige resultater.



Figur 4: Difussor som ble plassert i bunnen av karet.



Figur 5: Luftpumpen og slange.

Vannpumpe, med rør, kapasitet på 1 500 L/min

Fra begynnelsen av eksperimentet hadde vi tilgang på en vannpumpe med en pumpekapasitet på 1 500 L/ minuttet, fra et dyp på 100 m (figur 6). Underveis i eksperimentet mistet vi muligheten til å bruke vannslangen med størst kapasitet, så vi måtte bruke en slange med langt mindre kapasitet. Dette gjorde det mye mer tidkrevende å fylle opp karet til ønsket vannmengde.



Figur 6: Pumpen som pumper opp vann fra 100 meters dyp.

Strømforsyning

Strømforsyningen som ble brukt til elektroforese hadde 8,5 amper og kunne variere mellom 2-12 Volt (figur 7). Det ble senere i eksperimentet gjort forsøk på hvilken voltstyrke som fungerte best, det ble testet 2, 4 og 6 V. Strømkilden var koblet til en katode og en anode som stod i karet.



Figur 7: Strømforsyningen til elektroforese forsøkene

CTD-apparat

Et CTD-apparat (conductivity, temperature and depth) er et oseanografi-instrument. CTD-apparatet som ble benyttet i dette eksperimentet var av typen SAIV SD 204 (figur 8). Den måler vannets saltinnhold (salinitet), fluorescens (μg klorofyll l^{-1}), oksygen (mg/l), dybde og turbiditet (FTU).



Figur 8: CTD-apparatet før og under en av målingene.

Ved hjelp av de ulike faktorene ved vannets ledningsevne, beregnes vannets saltholdighet. Temperaturen måles med en temperaturføler som kalles termistor eller motstandstemperatur-detektor. CTD-apparatet bruker en trykkmåler for å regne ut dybden i meter (Anon., u.å a).

Oksygenmengden blir i denne oppgaven målt for å kontrollere at balanse mellom fotosyntesen og respirasjonen til organismene i vannet. Det er også en indikator på hvor mye fotosyntese som foregår. Fluorescens er klorofyllkonsentrasjon i vannet, i $\mu\text{g l}^{-1}$, og er en indikator på mikroalgekulturens bestandsstørrelse. Turbiditetssensoren måler mengden lys som er spredt av partikler som flyter i vannet (Anon., u.å a). Dette er en indikator på partikkeltettheten i vannet. Det kan bestå av bunnfallende partikler, rusk og alger som er i vannet.

Målingene ble tatt ved å senke CTD-apparatet ned i vannet i tanken og holdt på to forskjellige dybdepunkter i ca. 30 sekunder på hvert punkt. Den første målingen ble tatt omtrentlig 20 cm under overflaten, mens den andre ble utført på bunnen av tanken. CTD-apparatet er satt til å registrerte data hvert andre sekund, som betyr at ved en måling på minimum 30 sekunder gir det oss 15 målinger. De aller fleste målingene ble gjennomført om ettermiddagen mellom kl.15.00 og kl. 16.00, med unntaket av da vi måtte bytte vann på grunn av fare for bunnfrysing. Alle målingene ble overført til et Microsoft Excel datasett, som ble brukt til å sammenligne resultatene dag for dag (appendix tabell 1-7).

pH-måler

En pH-elektrode ble koblet til en mottaker hvor en enkelt kunne lese av pH verdien (figur 9). pH-målinger ble gjort jevnlig gjennom hele eksperimentet samtidig med CTD-målingene. Dette ble gjort for å kunne kontrollere pH-verdiene i vannet og for å ha en viss anelse om fotosyntesen i karet. Når pH-verdiene er høye vil det si at det er en økende mengde fotosyntese i vannet og dermed en tettere mikroalgekultur. I begynnelsen av eksperimentet var pH-måleren innstilt på 7,00 pH, men underveis ble dette forskjøvet. Etter eksperimentet ble avviklet, testet veileder Torbjørn Dale pH-elektroden i en kalibreringsvæske som har en pH-verdi på 7,00. I denne væsken viste måleren en pH-verdi på 7,13. Det vil si at gjennom eksperimentets varighet ble pH-måleren mer og mer forskjøvet. Det betyr at de siste målingene er overestimert inntil 0,13.



Figur 9: pH-måleren og prøveglass som de manuelle målingene ble gjort med.

Termometer (sprittermometer)

Et enkelt termometer ble brukt gjennom hele eksperimentet for å kontrollere temperaturen i karet opp mot CTD-apparatet. Dette var spesielt viktig i starten siden det kom flere kuldeperioder. De dagene det var kaldest ble temperaturen målt både på morgenen og på kvelden. Søndags morgen 18. mars var temperaturen helt nede på $-0,1$ °C. Dersom temperaturen hadde sunket til $-1,8$ °C, ville vannet i karet ha frosset og vi hadde fått fullstendig kollaps i mikroalgekulturen. Målingene og værdata fra *Yr.no* medvirket til at vi kunne kontrollere når det var nødvendig å legge pressinger over karet for å redusere varmetapet i løpet av nettene.

Prøveglass, med jod-løsning

Etterhvert som kulturen begynte å blomstre, startet vi å ta vannprøver av vannet i karet. Dette ble gjort for å undersøke utviklingen av mikroalgekulturen og algetelling i etterkant. Vannprøvene ble tatt samtidig som CTD- og pH-målingene. De første vannprøvene var av sjøvann fra 0,5-10 meters dyp. Noe som ble gjort for å kunne sammenligne sjøen med utviklingen i karet. Prøvene ble tatt i brune flasker på 100 ml med omtrent 1 ml fikseringsmiddel av Lugols jod-løsning. Jod-løsningen ble brukt for å stoppe nedbrytingen og bevare mikroalgene akkurat slik de var når prøven ble tatt. Prøvene ble oppbevart i et kjøleskap på biologi labben ved Høgskulen på Vestlandet, der temperaturen var 4 °C.

Secchi-skive

Secchi-skiven er en hvit rund plastskeiv med et blylodd under. Den brukes for å beregne lysgjennomtrengelighet i vannet og er et mål for partikkel konsentrasjon (figur 10). Secchi-skiven senkes ned i vannet helt til man ikke ser den lenger. Når dette dypet blir funnet, multipliserer man dybden med 2 for å finne dybden der 1 % av lyset som treffer overflaten når ned til. Dette er området der kiselalger gjennomfører fotosyntese og blir kalt den Eufotiske sone.



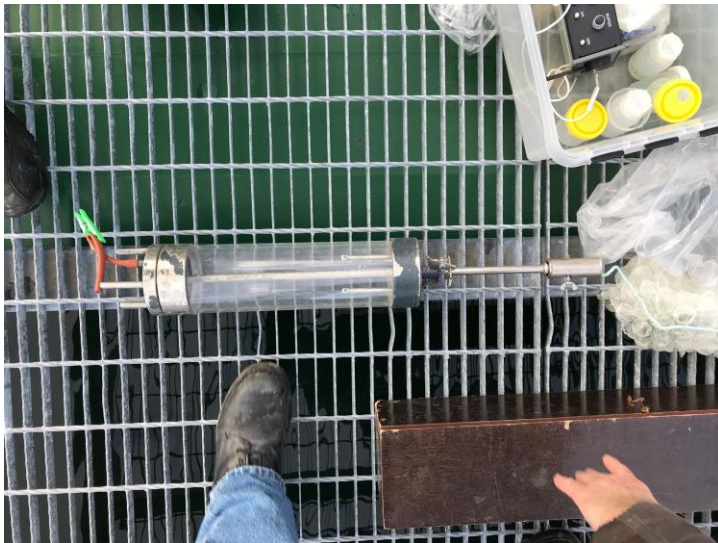
Figur 10: Secchi-skiven lagret i en bølge med tau som ble brukt i eksperimentet.

Presenninger

Det ble brukt to presenninger for å begrense varmetapet fra karet i løpet av nettene. Dette var spesielt viktig i startfasen av eksperimentet grunnet kulde. Den minste presenningen ble lagt over toppen av karet først, deretter den store. Den store presenningen dekket også veggene på karet. Presenningen ble festet med tau slik at de ikke skulle blåse av i løpet av natten. Presenningene ble lagt på når solen gikk ned og det begynte å mørkne. Presenningene ble deretter tatt av rundt klokken 8 for at kulturen skulle få mest mulig lys i løpet av dagen.

Ruttner vannhenter

En Ruttner vannhenter ble brukt til å ta prøver av fjorden fra 0,5, 2, 6 og 10 meters dyp (figur 11). Den fungerer ved å åpne lokket på sylinderen over overflaten slik at den står åpen. Deretter senker man den ned til ønsket dybde. Når ønsket dybde er nådd, slipper man et lite lodd som er festet på tauet. Når dette loddet treffer lokket nede i vannet, iverksetter den lukkemekanismen og vannet fra den ønskede dybden blir fanget inne i måleren.

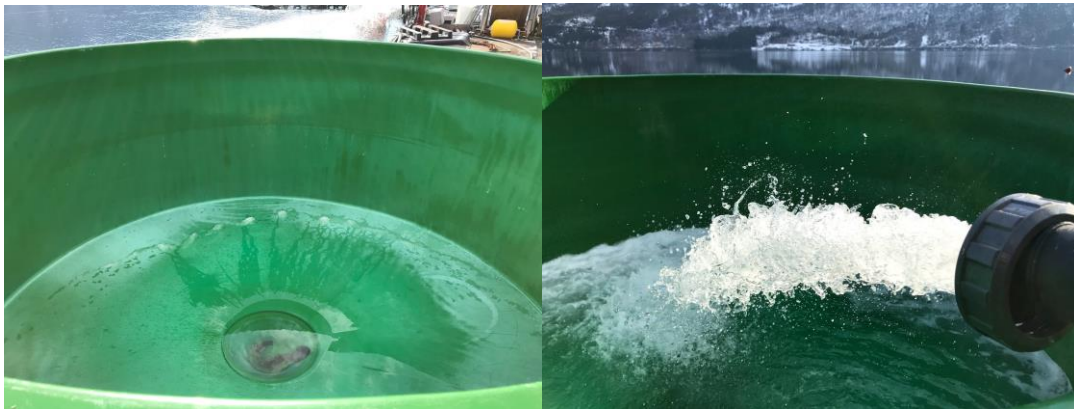


Figur 11: Vannhenteren som ble brukt i eksperimentet.

Inokulering (tilførsel av mikroalgene i karet)

12. mars, kl 13:30

Kronologien i inokuleringsprosessen er beskrevet nærmere i appendix tabell 15. Dagen begynte med vasking og klargjøring av karet. Til dette ble det brukt kost og såpe. Det ble gjennomført en grundig vask, med mye skylning for å bli kvitt alle såperestene, da disse såperestene er giftig for algene. Etter vasking av karet, skulle det fylles med vann (figur 12). Pumpen på akvakulturstasjonen pumper opp vann fra ca. 100-meter dybde i fjorden, med en kapasitet på 1500 L/min. Vannet som ble pumpet opp fra 100-meter er rikere på næringssalter og CO₂ enn vannet på overflaten (Bjørndal *et al.*, 2016).



Figur 12: Karet før og under fylling

Vi fikk hjelp av Kjartan Hovgaard til å koble en ledning fra pumpen ved bryggekannten og bort til karet. Dette ble gjort fire ganger ettersom det store trykket gjorde at rørets skjøter skled opp og vannet begynte å lekke. Etter litt finpussing, var rørene tette og karet kunne fylles. Etter karet ble fylt opp til en vannstand på 1 meter gjorde vi den første CTD-målingen av vannet før inokulering.

Deretter gjennomførte vi en CTD-måling av fjorden ved bryggen (figur 13), fra 0-30 meters dyp. Dette ble gjort for å beskrive vannmassene der algeinokulatet ble hentet fra, samt danne en miljøprofil av fjorden. For å få et inntrykk av fjordens gjennomsiktighet ved Skjer brukte vi en Secchi-skive.



Figur 13: CTD-målingen som ga dataene for å danne en profil av fjorden.

Deretter tok vi algeprøver og registrerte pH-verdien til dypene 0,5, 2, 6 og 10 meter ved bryggen. Til opphenting av vann brukte vi en Ruttner vannhenter som fanger vann fra ønsket dybde. Dette ble gjort for å undersøke algesammensetningen ved de ulike dybdene i fjorden, samt å sammenlikne resultatene med mikroalgekulturen i karet. Vannet som ble hentet opp ble tappet i små prøveflasker. Disse flaskene hadde veileder på forhånd fylt med en jod-løsning for å fikse mikroalgene. Ved hver prøvetaking av pH-verdi fra det nye dypet, skylte vi prøvebeholderen og måleren med det aktuelle vannet slik at prøvene skulle bli minst mulig kontaminert.

Deretter ble det tatt en vannprøve og pH-måling av karet, før algekonsentratet senere skulle tilsettes.

Henting av algekonsentrat til inokulering

Håven som ble brukt til opphenting av mikroalgene hadde en maskevidde på 25 μm (mikrometer). Denne håven var festet til et tau, med et lodd på enden (figur 14). Dette ble gjort for at håven kunne fange mikroalger både på vei ned og opp av vannet. Vi hentet opp mikroalger i tre omganger, ned til en dybde på 10 m. Det er viktig at man ikke hever håven helt opp til overflaten der det er større mengder ferskvann, da dette ferskvannet er giftig for mikroalgene (T. Dale, personlig meddeling, 2018).

Mikroalgene fanget med håven helte vi i en 10 liters bøtte med vann fra øvre vannmasser (figur 15). Dette var ikke ferskvann ettersom veileder rørte i vannet og skapte en blanding slik at vannet var tilstrekkelig salt for mikroalgene. Etter konsentratet var tilsatt, rørte vi kontinuerlig i bøtten slik at det ble tilstrekkelig sirkulasjon.



Figur 14: Mikrometer hån, tilkoblet lodd. Figur 15: Inokulat i bøtte.

Mikroalgeinokulatet ble helt oppi karet gjennom en hån med maskevidde på 100 μm . Dette gjorde vi for å bli kvitt eventuell dyreplankton i mikroalgeinokulatet som kunne beite på mikroalgene i karet. Deretter plasserte vi slangen med en diffusor fra luftpumpen midt i bunnen av karet. Dette sørger for tilstrekkelig sirkulasjon og oksygentilførsel til mikroalgene. Etter det hadde gått i omtrent 10 minutter, tok vi en vannprøve av karet etter inokulering.

Det ble også gjennomført en CTD-måling i karet etter inokulering. Dette måtte gjøres to ganger grunnet en luftboble inne i sensoren som måler vannets ledeevne og dermed beregner saltinnhold. Det siste datasettet er gjeldende.

Utskifting av vann i karet

18. mars, KL 15:00 - bruk av stor slange

Flere netter med minusgrader førte til at temperaturen på vannet i karet sank. Morgenen 18. mars var temperaturen ned i $-0,1$ °C, noe som medførte at 50 % av vannet i karet måtte tappes ut på grunn av fare for frost. Vann fra 100 meters dyp ble så fylt opp i karet til ønsket vannstanden var nådd. Dette vannet hadde en temperatur på rundt 8 °C og førte til at temperaturen i karet steg til 4 °C. Det tok omtrent 15-20 minutter å redusere vannstanden i karet med 50 %, dette ble gjort ved hjelp av en kran i bunnen av karet. Oppfyllingen tok omtrent 10 minutter. Denne prosessen ble estimert til å sette mikroalgekulturen tilbake omtrent 1 døgn ved en antatt delingshastighet på et døgn (T. Dale, personlig meddelelse, 2018).

29. mars - kl 10:00 - bruk av stor slange

Temperaturen på vannet var 2 °C og kommende natt var det meldt lave temperaturer. Derfor valgte vi å ta et vannbytte for å unngå temperaturer under 0 °C. Vi tappet ut ca. 50 % av vannet og fylte på med vann fra 100 meters dyp. Det tok ca. 15 min å redusere vannstanden og ca. 10 min å fylle det opp igjen. Prosessen ble estimert til å sette mikroalgekulturen tilbake omtrent 1 døgn. (T. Dale, personlig meddelelse, 2018)

09. april - kl 14:00 - bruk av liten slange

Denne dagen ble det gjort et vannbytte, grunnet veileder Torbjørn Dales mistanke om at kulturen gikk tregt på grunn av mangel på næringssalter fra sjøen. Vi tappet derfor ned 50 % av karet og fylte det opp med 100-meters sjøvann.

14. april - KL 18:45 - bruk av liten slange

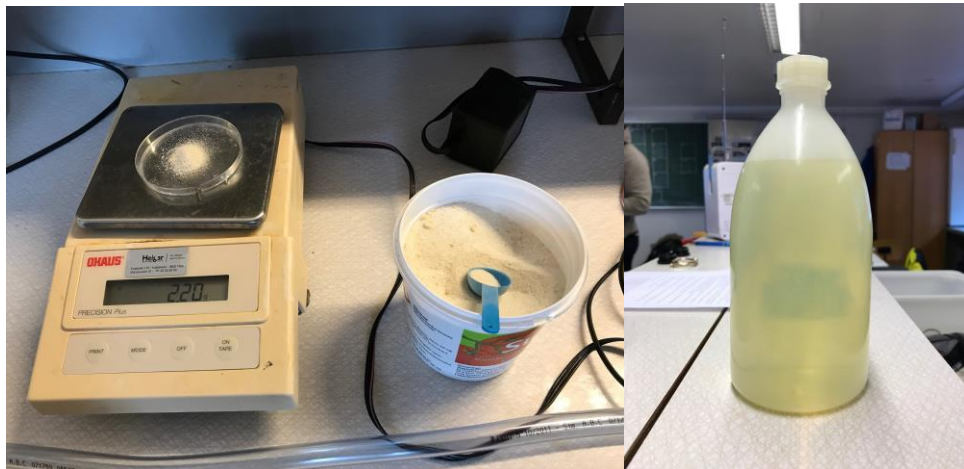
Etter CTD-målingen denne dagen var klorofyllkonsentrasjonen rundt 75 µg/l, dette medførte til at vi valgte og tapte ned 75 % av karet slik at kulturen ikke skulle kollaps.

Kultivering

Superba

I dette forsøket ble det brukt Superba (NKP 22-12-12 & mikronæring). Dette gjødselet markedsføres i Norge av Nordic Garden AS. Vi brukte det til å gjødsle kulturen for å øke konsentrasjonen av mikroalger. Tabell 2 viser deklart stoffinnhold.

Det ble gjennom hele forsøket brukt en forhåndsbestemt mengde Superba som vi definerer som én dose. Definisjon av én dose ble valgt på grunnlag av Bjørndal *et al.* 2016 og Baumann *et al.* 2017. Den eksakte mengden ble daglig målt opp ved hjelp av en elektronisk vekt (figur 16). Den vi brukte var av typen Ohaus Precision Plus og var stasjonert på Akvakulturstasjonen på Skjer. Etter oppmålingen ble gjødselet blandet ut i en plastflaske fylt med 1 liter ferskvann fra springen. Flasken ble grundig ristet slik at alt Superbaen løste seg opp i vannet. Dette gjort uten problemer, ettersom Superba kommer i pulverform og dermed løses lett opp i vann.



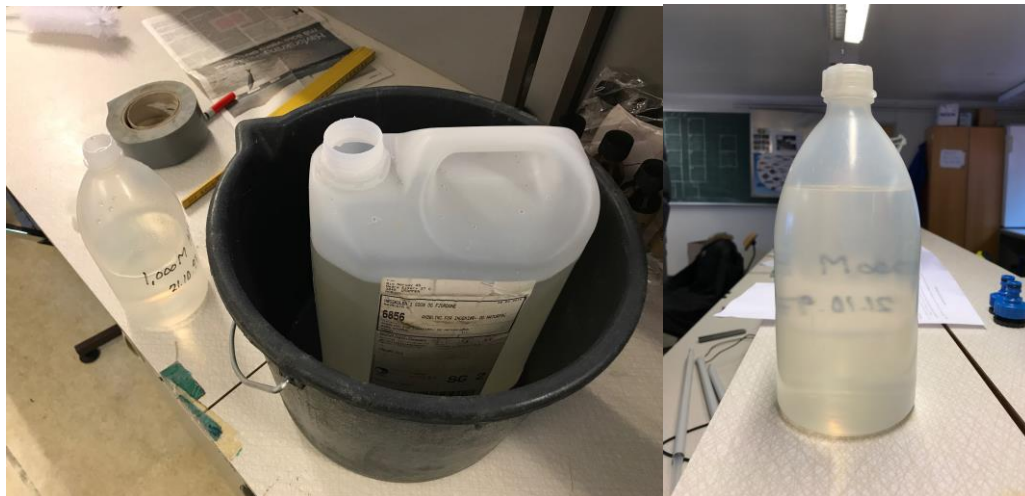
Figur 16: Veiing av Superba og en utblandet dose.

Tabell 2: Deklarert stoffinnhold i Superba. Oppgitt i prosentandeler. Hentet fra Baumann et al., 2017.

Type	Superba (14-4-21 & mikronæring)
Varenummer	154101
Kornform	Pulver
Nitrogen (N), total mengde (NO ₃ ⁻) (NH ₄ ⁺)	14 9,4 4,6
Fosfor (P), total mengde Vannløselig	3,9 3,9
Kalium (K), total mengde	21,2
Magnesium (Mg), total mengde Vannløselig	2 2
Svovel (S), total mengde Vannløselig	4,1 4,1
Bor (B), total mengde Vannløselig	0,02 0,02
Kobber (Cu), total mengde Vannløselig EDTA chelatert	0,0068 0,004 0,0028
Mangan (Mn), total mengde Vannløselig EDTA chelatert	0,102 0,06 0,042
Jern (Fe), total mengde Vannløselig, DTPA chelatert	0,20 0,20
Molybden (Mo), total mengde Vannløselig	0,004 0,004
Sink (Zn), total mengde Vannløselig EDTA chelatert	0,046 0,027 0,019

Vannglass

Den typen vannglass vi brukte ble produsert av Bim Norway AS og inneholdt 27,5 % Silisiumdioksid (SiO_2) og 8,5 % natriumoksid (Na_2O) (figur 17). Vannglass og sjøvann reagerer med å danne en gel som ikke er løselig i vann (personlig kommunikasjon, Andreas Haavik i BIM Norway AS, 2016). For å unngå dette må vannglass tilsettes i konsentrasjon under 0,5 % (personlig kommunikasjon, Andreas Haavik i BIM Norway AS, 2016). Da vi skulle tilsette dette i karet første gangen brukte vi 1 dosering som var 4,6 ml. For å få riktig mengde ble det brukt en 3-veis pipette. Det ble blandet med vann i en flaske på 1 liter og deretter ristet kraftig. Siden vi brukte 4,6 ml vannglass og blandet det i 1000 ml ferskvann var konsentrasjonen på 0,46 %. Da vannglass blandingen var klar ble den “skutt” inn i saltvannet i karet, slik at den skulle løse seg i saltvannet. Etterhvert som konsentrasjonen av mikroalger i karet steg, ble det nødvendig med høyere antall gjødslingsdoser.



Figur 17: Beholderen med vannglass og en utblandet dose .

Gjødslingsregime

Det ble ikke tilsatt næringsstoffer i karet i perioden 12. mars til 2. april. Dette ble gjort for å kontrollere hvor høy klorofyllkonsentrasjon kulturen klarte å opparbeide uten tilsetningsstoffer. Da klorofyllkonsentrasjonen var på $6,75 \mu\text{g/l}$ den 03.april, rådet veileder oss til å begynne gjødsling av mikroalgene umiddelbart (tabell 3). Han mistenkte at mikroalgene hadde brukt opp alle de naturlige næringsstoffene i 100-meters vannet.

Dette kunne føre til en kollaps av kulturen, og kunne være like rundt hjørnet dersom vi ikke begynte å gjødsle på dette tidspunktet (T. Dale, personlig meddeling, 2018).

I dette eksperimentet blir begrepet én dose brukt om 2,2 g Superba og 4,6 ml vannglass som er den mengden næring som kreves for en produksjon på $24 \mu\text{g klorofyll l}^{-1} \text{d}^{-1}$ (Baumann *et al.* 2017)

Tabell 3: Gjødslingsregime gjennom eksperimentet.

Dato (dd/mm/åå)	Antall doser (#)	Superba (g)	Vannglass (ml)
03.04.18	1	2,2	4,6
04.04.18	1	2,2	4,6
05.04.18	2	4,4	9,2
06.04.18	2	4,4	9,2
07.04.18	4	8,8	18,4
08.04.18	4	8,8	18,4
09.04.18	4	8,8	18,4
10.04.18	4	8,8	18,4
11.04.18	6	13,2	27,6
12.04.18	8	17,6	36,8
13.04.18	8	17,6	36,8
14.04.18	6	13,2	27,6
15.04.18	6	13,2	27,6
16.04.18	10	22	46
17.04.18	10	22	46
18.04.18	14	30,8	64,4
19.04.18	14	30,8	64,4
20.04.18	28	61,6	128,8
21.04.18	30	66	138
22.04.18	40	88	184
23.04.18	40	88	184

Karbondioksid og lys

Karbondioksid og lys har vært viktig i dette eksperimentet da alle planter og alger trenger karbondioksid og lys for å drive fotosyntese. I dette eksperimentet ble det ikke tatt i bruk kunstig lys og den eneste lyskilden var naturlig solstråling. Diffusoren som var koblet til luftpumpen sørget for kontinuerlig lufttilførsel og sirkulasjon i karet gjennom hele eksperimentet, med unntak av da CTD-målingene ble tatt. Luft inneholder O_2 og CO_2 som er avgjørende for algekulturens livnæring. Luftpumpen sørget også for var at mikroalgene ikke sedimenterte ned til bunnen av karet.

CTD-måling i utvannet kar

Etter hvert som klorofyllkonsentrasjonen i karet steg, stilte vi inn CTD-apparatet til høyere målingsintervall. Som i begynnelsen var 0-25 $\mu\text{g/l}$ klorofyll. Da klorofyllkonsentrasjonen begynte å nærme seg 25 $\mu\text{g/l}$, stilte vi opp intervallet til 0-75 $\mu\text{g/l}$. 17 april begynte CTD-apparatet og stange igjen, som følger av en klorofyllkonsentrasjon høyere enn 75 $\mu\text{g/l}$. For å beregne hva klorofyllkonsentrasjonen lå på fylte vi en Gildekasse med 50 % sjøvann og 50 % vann fra mikroalge karet (figur 18). Dette var en gammel kjøttkasse fra Gilde, som vi fant på akvakulturstasjonen. Deretter tok vi CTD-måling i Gildekassen. På denne måten fikk vi tilnærmet korrekt klorofyllkonsentrasjon ved å multiplisere målingen med 2.

19. april stanget CTD-apparatet selv om vi tok målingen i Gildekassen med 50 % sjøvann og 50 % vann fra karet. Vi måtte derfor blande det ut enda mer, det ble blandet 75 % sjøvann og 25 % vann fra karet. Dette tilsvarer 24 liter sjøvann og 8 liter vann fra karet. Da vi lastet ned målingene var klorofyllkonsentrasjonen på 32,93 $\mu\text{g/l}$. For å finne ut hva den da var i hovedkaret multipliserte vi dette med 4 og fant ut at klorofyllkonsentrasjonen i karet var rundt 131,72 $\mu\text{g/l}$.

22. april var konsentrasjonen av klorofyll 68,15 $\mu\text{g/l}$ i blandingen med 8 liter vann fra karet og 24 liter sjøvann, etter å ha multiplisert dette med 4 fant vi ut at verdiene i karet lå rundt 272,6 $\mu\text{g/l}$ denne dagen. Dagen etter valgte vi derfor å vanne ut karvannet enda mer. Til dette ble det brukt et høyt sylindrerformet kar vi fant på akvakulturstasjonen. Denne gangen hadde vi 20 liter vann fra karet og 100 liter sjøvann, da fikk vi verdier på 24,35 $\mu\text{g/l}$.

For da å finne verdiene i karet multipliserte vi dette med 6 og fikk 146,1 $\mu\text{g/l}$. Det samme blandingsforholdet ble brukt 24. april.



Figur 18: Metoden som ble brukt ved utvanning av vannet i karet, i en Gildekasse

Konsentrering

Høsting av mikroalgene / metode utvikling

Første test av elektroforese-prosedyren – 10. april

Deretter plasserte vi anoden (+) og katoden (-) i karet og bøyde aluminiumet slik at de begge var i posisjon uten å kortslutte (figur 19). Anoden og katoden som ble brukt var de samme som ble brukt i fjorårets bacheloroppgave (Baumann *et al.*, 2017).



Figur 19: Elektroforesekaret med anode og katode på plass. Figur 20: Fylling av elektroforese-karet.

Deretter fylte vi vann fra hovedkaret ved hjelp av sifonering til vannstanden var redusert med ca. 10 cm (figur 20). Dette vannet fylte elektroforesekaret opp til det var ca. 10 cm klaring. Deretter koblet vi opp strømforsyningen slik at den negative polen (katoden) var tilkoblet aluminiumstykket med størst overflate og den positive polen (anoden) var tilkoblet den med minst overflate. Vi ble enige med veileder at vi skulle bruke 6 V og 8,5 A i 30 minutter, som var noenlunde likt metoden som ble presentert i Baumann *et al.*, 2017. Etterhvert som prosessen foregikk ble det dannet gassbobler og flokkuleringen langs overflaten ble gradvis tettere. Etter 30 minutter kunne man se en svært tett flokkulering av mikroalger og partikler langs overflaten. Noe av dette ble fanget opp og helt over i et prøveglass for senere analyse.

Test av hvilke 10 minutters intervall elektroforesen ga høyest flokkulering – 11. april

Utstyret og oppsettet i denne testen var lik som testen som ble gjennomført 10. april.

Elektroforesekaret var allerede på plass og den eneste klargjøringen som var nødvendig var tømning av gårdsdagens vann og rengjøring av karet. For å tømme elektroforesekaret ble det brukt en jekk slik at vi kunne helle ut vannet. Målet for denne testen var å finne ut hvilke 10-minutters intervall elektroforesens flokkulering var mest effektiv. I tillegg var dette en ypperlig anledning til å finne ut hvordan vi skulle samle biomassen som etterhvert lå som et belegg på vannoverflaten (figur 21). Syltetøyglass ble brukt til oppbevaring av biomassen fra de forskjellige intervallene. Alle Syltetøyglassene ble veid både før og etter fylling, slik at nøyaktig mengde biomasse lett kunne beregnes.

Første intervall (0-10 min) flokkulerte et tynt belegg på overflaten (figur 21). Første høstningsmetode var å ta en rektangulær duk med en maskevidde på 100 μm ned i karet, for deretter å heve den under belegget og dermed fange det. Dette ga en svært lav effektivitet ettersom duken skapte turbulens i vannet da vi hevet den mot overflaten og belegget fløt vekk fra duken. Etter noen forsøk på opphenting av mikroalgene forsøkte vi å skrape det lille vi hadde fanget ved hjelp av et stykke gummi over i et syltetøyglass.



Figur 21: Hydrogen- og oksygenbobler fra elektroforese, samt belegg med mikroalger flokkulert ved vannoverflaten.

Ved andre 10-minutters intervall (10-20 min) var det et tykt belegg på overflaten. Vi forsøkte først å skyve belegget over til den ene siden, men uten hell. Etter det fant vi en plastslange som vi førte langs overflaten av vannet slik at belegget ble isolert på den ene siden. Deretter tok vi plastslangen og forsiktig formet den som en sirkel i overflaten av vannet.

Sirkelen ble deretter redusert ved å dra forsiktig i den ene enden av plastslangen slik at den formet en løkke. Den ble redusert helt til diameteren av løkken var tilnærmet lik håvens. Håven med maskevidde på 25 μm ble deretter senket under overflaten og ført opp under løkken slik at mesteparten av den fangede biomassen kom oppi håven. Vi festet deretter duken som ble brukt i første test over en bøtte. Håven med biomassen ble ført over duken og ventilen i bunnen ble åpnet, slik at biomassen kunne renne ut over duken. Denne prosessen ble gjentatt tre ganger før duken ble løsnet og klemt slik at så mye vann som mulig skulle renne ut. Etter dette brettet vi ut duken på et bord og skrapte biomassen oppi et syltetøyglass. Dette viste seg å være en langt mer effektiv måte å høste biomassen på.

Samme metode ble benyttet for de resterende tidsintervallene. Vi valgte å ikke hente opp biomassen fra siste intervall ettersom mengde var så liten. Vi skal derfor senere i oppgaven drive elektroforese i 40 minutter før opphenting.

Test av effektiviteten til de ulike voltstyrkene på elektroforesens flokkulering – 12. april

Målet i denne testen var å beregne hvilke voltstyrke som ga den høyeste høstingseffektiviteten og dermed flokkulerte mest mikroalger i løpet av 40 minutter. Planen var i utgangspunktet å gjennomføre elektroforese ved 2, 4, 6, 8, 10 og 12 V. Elektroforese ble gjennomført uten problemer helt frem til vi skulle teste ved 8 V. Strømforsyningen har en reset-knapp som trolig spretter ut dersom den blir for varm. Dette skjedde etter de første 10 sekundene ved 8 V. Vi prøvde deretter å dytte knappen inn igjen og gjenoppta prosedyren. Reset-knappen spratt ut igjen kort tid etterpå. Vi lot deretter strømforsyningen kjøle seg ned i 5 minutter, ettersom dette skjedde trolig grunnet overoppheting. Etter pausen prøvde vi elektroforese ved 10 V for å sjekke om det var voltstyrken eller 8 V-trinnet på strømforsyningen som forårsaket at den stoppet. Strømforsyningen stoppet dessverre også ved denne voltstyrken. Metoden ellers er lik som den i testen som ble gjennomført 11. april.

Endelig innhøstingsmetode

Fra 17. april benyttet vi en ny metode for å sile ut vannet fra biomassen (figur 22). Vi brukte den samme Gildekassen som vi brukte til å ta utvannede CTD-målinger. Denne var ypperlig for å få spredt biomassen på filterduken over et større område (figur 23). Vi benyttet og en annen måte å samle opp den filtrerte biomassen. En avkappet 1 liters flaske av samme type som vi brukte til å blande gjødsel og vannglass. Denne ble brukt til å øse ut mikroalger opp fra filterduken og over i en beholder. Denne metoden gjorde også at vi ikke måtte bære biomassen fra benken ved siden av hovedkaret og inn på akvakulturstasjonen. Denne utviklingen begrenset mengden søl inne på akvakulturstasjonen betydelig. Til å skrape ut den resterende biomassen i øseflasken, brukte vi en gummibit som var bundet med en strips (figur 24).



Figur 22: Mikroalge biomassen filtreres Figur 23. Filterduk i spenn over en Gildekasse.



Figur 24: Gummi-brikken som ble brukt til å rengjøre flasken vi brukte til å hente algene opp fra filterduken.

Test av faktisk Volt, Watt og Ampere – 19. april

Strømforsyningen leverer med de valgte innstillingene 6 V og 8,5 A. Dette er derimot ikke de faktiske verdiene som går gjennom elektroforesekaret grunnet motstanden i vannet. Ved hjelp av strømmåler av typen Horizon Fuel Cell Technologies - Renewable Energy Monitor kunne vi finne de korrekte verdiene (figur 25). Før forsøket var klorofyllkonsentrasjonen på 73,35 $\mu\text{g/L}$, som er det høyeste klorofyllkonsentrasjonen som er registrert per 19. april.



Figur 25: Måleren vi koblet inn i kretsen for å kunne måle den faktiske effekten, Volten og Amperen i elektroforesekaret.

Test av elektroforese i 60 minutter – 19. april

Vi tenkte det kunne hende at 40 minutter ikke er tilstrekkelig for å flokkulere all biomassen i vannet. Det ble derfor bestemt at neste elektroforese skulle kjøres i 60 minutter for å se om ytterligere biomasse kunne høstes opp. Imidlertid ble strømforsyningens reset-knapp utløst, trolig grunnet overoppheting. Dette medførte at forsøket måtte avbrytes.

Beregning av biomasse / L vann

Tettheten av biomasse per liter vann kan ikke måles med CTD-apparatet. Det er derfor nødvendig å foreta manuelle prøver og beregninger for å komme fram til dette. Dette gir oss en indikasjon om hvilke deler av høstningsperioden mikroalgekulturen florerte mest.

Det ble tatt daglige vannprøver på 1 L av hovedkaret i perioden 16. april - 20. april, i tillegg til en prøve som ble foretatt av veileder den 10. april. For å kunne regne ut differansen mellom de forskjellige forbrenningsstadiene, veide vi først de individuelle filterne.

Filtrene ble deretter plassert på hver sin form laget av aluminiumsfolie og markert med fra 1-10. Alle filterne ble deretter plassert i en eksikator (avfuktighetskameret) før bruk. Eksikatorens suger ut den eventuelle fuktigheten på filteret i lagringsperiodene mellom tørking og brenning. Dette ble gjort for å sørge for at vekten av filterne blir så nøyaktig som mulig og reduserer risikoen for ytterligere påvirkning under lagring.

Tyngdekraften alene er ikke nok til å dra vannet gjennom filteret. Derfor ønsker man å skape et vakuum under filteret slik at vannet blir dratt gjennom det og biomassen blir liggende på filteret. Vi koblet en vakuumpumpe fra springen og over i en kolbe (figur 26). Kolben ble forseglet med en gummikork som igjen var koblet til munnstykket og vannbeholderen. Filteret ble deretter lagt oppå munnstykket med vannbeholderen over den igjen. Hele systemet ble forseglet med en klype som preset de forskjellige komponentene sammen. Deretter ble springen slått på og vakuomet begynte å bygge seg opp i kolben, som igjen førte til at luft ble dratt gjennom vannbeholderen og filteret. Etter ca. 15 sekunder helte vi 1 L vannprøven gradvis ned i vannbeholderen. Vannet ble dratt gjennom filteret og ned i kolben, men biomassen ble liggende på filteret. Det tok omtrent 5 minutter å filtrere 1 L vann.

Filterene ble så veid og våtvekten ble notert. Deretter ble de våte filterne lagt i en tørkeovn som holder 105 °C. Filtrene ble liggende der ca. 24 timer. Etter tørketiden var over ble filterne igjen veid og tørrvekten ble notert. Denne prosessen ble gjort daglig i perioden 16. april - 20. april. De tørre filterne ble kontinuerlig lagret i eksikatorens (figur 27), slik at de kunne brennes samtidig den 21. april. Filtrene ble til slutt brent i forbrenningsoven ved 550 °C i ca. 24 timer. Etter forbrenningen ble filterne veid en siste gang slik at askevekten kunne beregnes.

Den 20. april tok vi en vannprøve på 1 L fra elektroforeseket før og etter elektroforesen var gjennomført. Dette gjorde vi for å kunne beregne hvor mye biomasse per liter som var igjen i elektroforeseket etter at mikroalgene var høstet. Deretter brukte vi samme metode for filtrering, tørking og brenning av filterprøvene.

$$\text{Biomasse per liter} = \text{Filter med tørr biomasse} - \text{Filtervekt}$$



Figur 26: Vakuumpumpe til filterprøvene. Figur 27: Eksikator (avfuktighetskammer).

Beregning av glødetap

De forskjellige verdiene som blir brukt til å beregne glødetap, kan også bli brukt til å regne ut vanninnholdet, tørrvekten, askevekten og glødetapet til biomassen. Glødetapet kan senere omregnes til energiinnhold.

For å kunne veie biomassens vekt under de forskjellige fasene i forbrenningsprosessen, må vi først vite hvor mye de individuelle diglene veier. Derfor startet vi med å rengjøre, nummerere og veie 10 digler. Den 16. april fylte vi opp 6 digler med biomasse som ble høstet mellom 11. april - 16. april. Dette gjorde vi for å beregne om biomassens egenskaper endret seg gjennom innhøstingsperioden. Etter at alle diglene var fylt opp halvveis ble de veid igjen, slik at våtvekten kunne beregnes. Deretter ble de 6 diglene plassert i en tørkeovn ved 105 °C i 19 timer (figur 28). Etter tørketiden var over ble diglene veid på nytt. I løpet av denne tiden vil all fuktighet ha fordampet av biomassen og tørrvekten kan dermed beregnes. Diglene med den tørkede biomassen ble deretter plassert i en forbrenningsovn ved 550 °C i 23 timer og 23 minutter (figur 29). Hensikten var å forbrenne all karbonet i biomassen, for så å beregne askevekt og energiinnhold. Etter diglene hadde hvilt i romtemperatur i ca. 15 minutter ble de igjen veid.



Figur 28: Varmeskapet som ble brukt til tørking, samt en digel med tørket biomasse.



Figur 29: Ovnene som ble brukt til forbrenning, samt en digel med aske.

Denne prosessen ble gjennomført daglig i perioden 16. april - 20. april, med biomassen som ble høstet den aktuelle dagen. Tørke- og brennetiden variert noe, men varte alltid mellom 23 og 30 timer.

Under følger formlene som er brukt til utregningene i glødetapssforsøket.

$$\text{Våtvekt av biomasse} = \text{Digel med våt biomasse} - \text{Digelvekt}$$

$$\text{Tørrvekt av biomasse} = \text{Digel med tørr biomasse} - \text{Digelvekt}$$

$$\text{Vanninnhold} = \text{Våtvekt av biomasse} - \text{Tørrvekt av biomasse}$$

$$\text{Askevekt} = \text{Digel med aske} - \text{Digelvekt}$$

$$\text{Glødetap} = \text{Tørrvekt av biomasse} - \text{Askevekt}$$

$$\text{Energiinnhold} = 5 \text{ Kcal/g organisk askefri vekt}$$

Beregning av vekstrater

For å finne vekstrater brukte vi formelen og forklaringen som ble brukt i bacheloroppgavene Bauman *et al.*, 2017 og Bjørndal *et al.*, 2016, som stammer fra artikkelen “Algal growth phases including determination of the growth rate and population doubling time” (Anon., u.å b).

Vekstrate (SGR) beskriver antall doblinger per tidsenhet (1 døgn). Formlene som ble brukt til å regne ut SGR, doblingsrate og delingsrate er beskrevet under.

$$SGR = \frac{\ln \left[\frac{N(T_2)}{N(T_1)} \right]}{T_2 - T_1}$$

$N(T_1)$ er biomasse på starttidspunkt T_1 , og $N(T_2)$ er biomasse på sluttidspunkt T_2 . Enheten for T er døgn. Om vi for eksempel skal regne ut vekstraten for perioden 10. april til 14. april, blir $T_1=10$ og $T_2=14$, altså hvert 4. døgn. Det har blitt brukt et gjennomsnitt av klorofyllverdiene som mål for algemasse i utregningene, men man kan også bruke algeantall, tørrvekt, turbiditet som enhet for biomasse.

Formelen som ble brukt for å finne doblingsraten (*antall dager per dobling*):

$$Doblingsrate = \frac{\ln 2}{SGR}$$

Formelen som ble brukt for å finne delingsrate (*antall delinger per dag*):

$$Delingsrate = \frac{SGR}{\ln 2}$$

Telling av mikroalger ved hjelp av Utermöhls sedimentasjonskammer

Algeprøver ble tatt med jevne mellomrom under deler av eksperimentets faser. Prøvene ble oppbevart i et kjøleskap ved 4 °C under hele eksperimentet. Etter avvikling av inokulering, kultivering og konsentrering hadde vi tilstrekkelig med algeprøver og telling av mikroalgene kunne dermed begynne. Tellingsperioden varte fra 24. april til 12. april, med prøver som ble tatt mellom 12. mars til 24. april

Ca. 24 timer før vannprøvene skulle sedimenteres, ble fire prøveflasker av gangen satt til temperering i romtemperatur. Dette ble gjort for å bli kvitt så mye som mulig av gassen som er lagret i det kalde vannet, ettersom gassinnholdet i kald væske er høyere enn i varm væske (Baumann *et al.*, 2017). For mange bobler i prøven kan gjøre det vanskeligere å telle mikroalgene under mikroskop.

Vi begynte med algetelling av prøvene vi tok i begynnelsen av eksperimentet og jobbet oss dermed fremover i kronologisk rekkefølge. Ettersom disse prøvene hadde blitt lagret over tid, vil mye av partiklene og mikroalgene sedimentere og bli liggende på bunnen av prøveflaskene. Derfor vendte vi prøveflaskene forsiktig 100 ganger, slik at vi fikk en tilfeldig blanding av ulike typer mikroalger og partikler i vannprøven.



Figur 30: Sedimentering prosessen som ble brukt i forbindelse med algetellingen.

Prøvekamrene ble plassert på brettet slik at sedimenteringssylinderen, som rommer 50 ml, kunne plassere over de. Dette var klargjort før vendingen av prøveglassene, slik at prøvevannet kunne

helles over umiddelbart. Etter vannet var helt ned i sedimenteringssylinderen, ble sylinderen forseglet med en sirkelformet glassplate (figur 30). Prøvene ble deretter sedimentert i ca. 24 timer før prøvekamrene ble forseglet med en rektangulær glassplate. De ferdige forseglede prøvekamrene ble lagret i et fuktighetskammer bestående av en plastboks med fuktige papir, og deretter plassert i kjøleskapet ved 4 °C. Prøvene ble temperert i romtemperatur ca. 1 time før telling under mikroskop et omvendt mikroskop.

Til telling av mikroalgene brukte vi et mikroskop av typen Leitz Diavert (figur 31). Mikroskopet var koblet til et kamera, slik at et bilde vises på en TV-skjerm som stod ved siden av. TV-skjermen var igjen koblet til en printer som gjorde det mulig å skrive ut skjermbilder fra TV-en. Tellingsprosessen ble gjennomført med et mikroskop som i utgangspunktet forstørret ti ganger i tillegg til en 20x forstørrelseslinse. Den totale forstørrelsen ble derfor 200 ganger. Prøvekamrene er runde, så vi telte derfor en midtstripe i prøvekammeret. Denne midstriben hadde en lengde på 25 mm og en bredde på 0,36 mm. Dette tilsvarer 9 mm² av det totale arealet til prøvekammeret på 500 mm² (T. Dale, personlig meddeling, 2018). Vi talte algeprøver fra ulike dyp i fjorden, inokulatet og fra hovedkaret.

Algene ble identifisert ved hjelp av “Marine mikroalger i farger” Throndsen & Eikrem (2001). Vi begynte med å telle antall levende celler som 30 individuelle kjeder av slekten *Thalassionema* sp, slik at vi kunne regne ut et gjennomsnitt av celler per kjede. Vi ble enige med veileder Torbjørn Dale om å definere kjeder som inneholdt 1-4 celler som antallet enkeltceller og kjeder som inneholdt 5+ celler skulle regnes som en kjede. Deretter skulle antallet kjeder vi telte i en prøve multipliseres med gjennomsnittet vi regnet ut tidligere og plusses med antall enkeltceller. Dette ble gjort for å gjøre prosessen mindre tidkrevende.

Vi regnet også ut gjennomsnittlig antall celler per kjede av slekten *Chaetoceros* sp. Grunnet at mange av mikroalgene fra denne slekten lå på høykant gjorde dette det vanskelig å telle enkeltceller.

Vi telte derfor alle individene *Chaetoceros* sp som kjeder og multipliserte de med gjennomsnittet vi regnet ut tidligere. Resultatene ble loggført etterhvert som prøvene ble telt. Da vi telte prøvene som var tatt fra hovedkaret regnet vi ut et nytt gjennomsnittlig antall celler per kjede til de

forskjellige alge-slektene. Dette var hensiktsmessig på grunn av at turbulensen i vannet i karet er mye kraftigere enn den som finnes i sjøen på grunn av lufttilførselen i bunnen av karet. Den kraftige turbulensen synes å gjøre at kjedene knekker og ikke kan inneholde like mange celler per kjede.



Figur 31: Omvendt mikroskop av typen Leitz Diavert, samt kamera koblet opp ved kikkehullene.

Dette ble gjort for å gjøre tellingsprosessen mindre tidkrevende. Denne metoden ble gjentatt for hver runde med sedimentering og telling.

Da vi begynte å telle algeprøvene fra perioden der klorofyllkonsentrasjonen begynte å stige kraftig, var det behov for å fortynne prøvene. Dette ble fortynnet med blandingsforhold 1:10. Det tilsvarer 10 ml fra algeprøvene og 90 ml filtrert sjøvann. Dette ble multiplisert med 10, for å korrigere for den fortynnede algeprøven. Deretter ble det sedimentert i en sylinder på 10 ml, istedenfor 50 ml sylindere vi brukte tidligere. Resultatet fra prøvene må multipliseres med 5, ettersom det må korrigeres for mengden vann fra algeprøvene som ble telt tidligere.

Det befant seg så mange mikroalger i prøven at det ville være veldig tidkrevende og ikke hensiktsmessig å telle de i sin originale form. Noen enkeltceller *Thalassiosira* var vanskelig å skille fra flagelater og ble derfor ikke telt om bindingene ikke var synlige.

Fra 18. april var det behov for ytterligere fortynning av vannprøvene og vi gikk da over til et blandingsforhold på 1:20. Ved telling av de siste prøvene var det i tillegg behov for å forkorte tellingsstripen fra å telle 9 mm² av prøvekommeret til å telle 4,5 mm². Dette gjorde igjen hele prosessen mer effektiv. Verdiene vi er interesserte i under algetellingen er antall celler per liter. Måten vi fant dette på var ved å først beregne antall celler på hele bunnplaten som lå under mikroskopet.

For å finne ut hvor mange celler det var på hele platen, dividerte vi antallet vi telte i 9 mm²-midtstripen med 9 og deretter multipliserte med 500 mm². Ved den minste tellingsstripen, dividerte vi antallet celler vi telte med 4,5 for så å multiplisere med 500 mm². Ved beregning av totalt antall celler per liter, dividerte vi antall celler på bunnplaten med 50 ml, som var mengden på prøven, deretter multipliserte vi dette med 1000 ml.

Under følger formelene som er brukt til beregningene i algetellingen:

$$\text{Utvanning 1:10} = \text{antall celler} * 10$$

$$\text{Utvanning 1:20} = \text{antall celler} * 20$$

$$\text{Telt 12,5 mm av 25 mm} = \text{antall celler} * 2$$

$$\text{Sedimentering 10 ml} = \text{antall celler} * 5$$

$$\text{Celler på hele bunnplaten} = \frac{\text{Antall celler}}{\text{Telt areal}} * \text{Total areal}$$

$$\text{Celler pr. liter} = \frac{\text{Antall celler på hele bunnplate}}{\text{Volum av prøven}} * 1\,000\text{ ml}$$

Resultat

Oversikt

Grafene og tabellene i dette kapittelet er data som har blitt innhentet mellom 12. mars og 25. april. Dette inkluderer målinger med CTD-apparatet, manuelle målinger av pH og temperatur, elektroforesen, beregninger av biomasse/L, beregning av glødetap og telling av mikroalger. CTD- og manuelle temperatur-målinger startet 12. mars og ble avsluttet 25. april da vi tappet ned karet. Elektroforesene ble gjennomført mellom 10. april og 20. april. Beregning av glødetap foregikk i samme periode, det startet 11. april og avsluttet 22. april. Algetellingen var dataene som ble hentet inn sist, tellingen begynte 25. april og ble avsluttet 12. mai.

Resultatene begynner med inokulering og grafer fra CTD målingene, samt mikroalgens utvikling og vekstrater (SGR) for så å ta for seg tilsetting av næringsalter, lysfoholdene, testingen av ulike strømstyrker for å konsentrere mikroalgene på best mulig måte, samt resultater av elektroforesen. Til slutt omhandler det algetelling, beregninger av glødetap og analyse av kostnads- og energieffektiviteten.

Fjordens miljø ved innsamling av mikroalger til inokulering den 12. mars

Secchi skiven ble senket ned i vannet ved bryggen ved akvakulturstasjonen. Den var ikke synlig dypere enn 6,5 m. Multipliseres dette med 2, får vi 13 m. Dette blir kalt den eufotiske sonen.

Tabell 4: pH målinger i fjorden fra 0,5 meter til 10 meter.

Dybde	pH-verdi
0,5 m	7,69
2 m	8,04
6 m	8,04
10 m	8,0

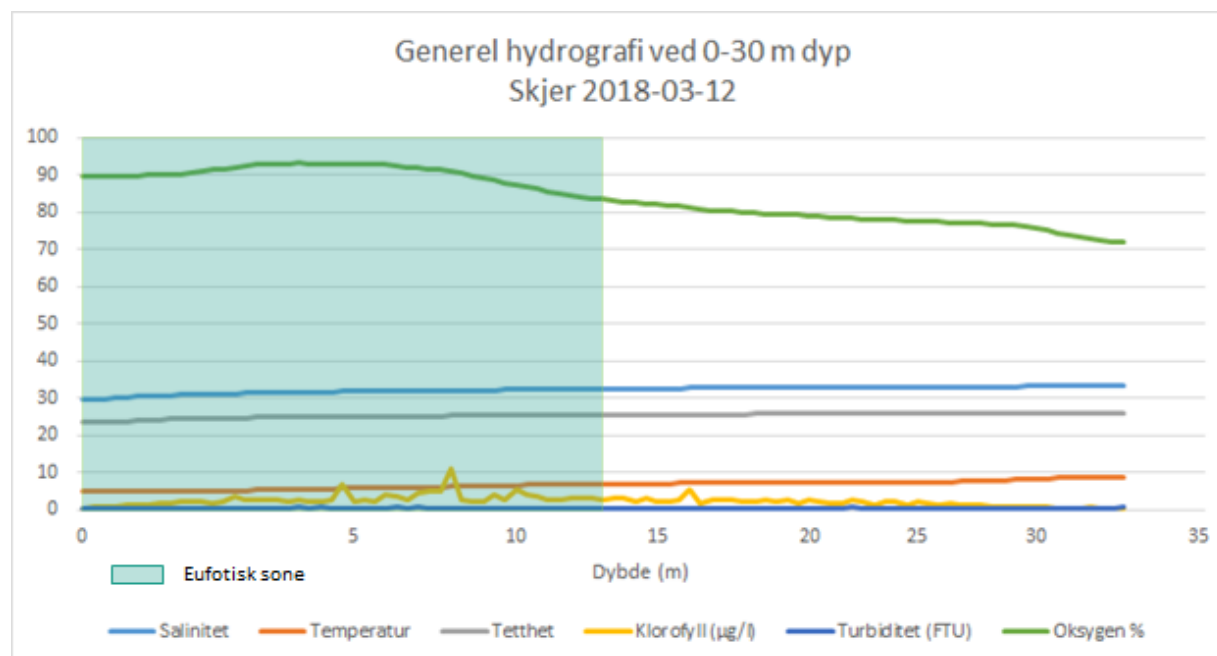
Tabellen 5 viser miljøet i fjorden der inokulatet ble hentet fra, men også miljøet i 7 m³-karet. Karet er fylt med vann fra 100-meters dyp og har som vist i tabell 5 relativt mye høyere salinitet og temperatur, men lavere pH-verdi.

Som tabellen viser er miljøet som mikroalgene er hentet fra noe annerledes enn miljøet de ble tilsatt i. Hovedkaret som var fylt med vann fra 100 meters dyp har noe lavere pH-verdi, inneholder mer salt og har høyere temperatur.

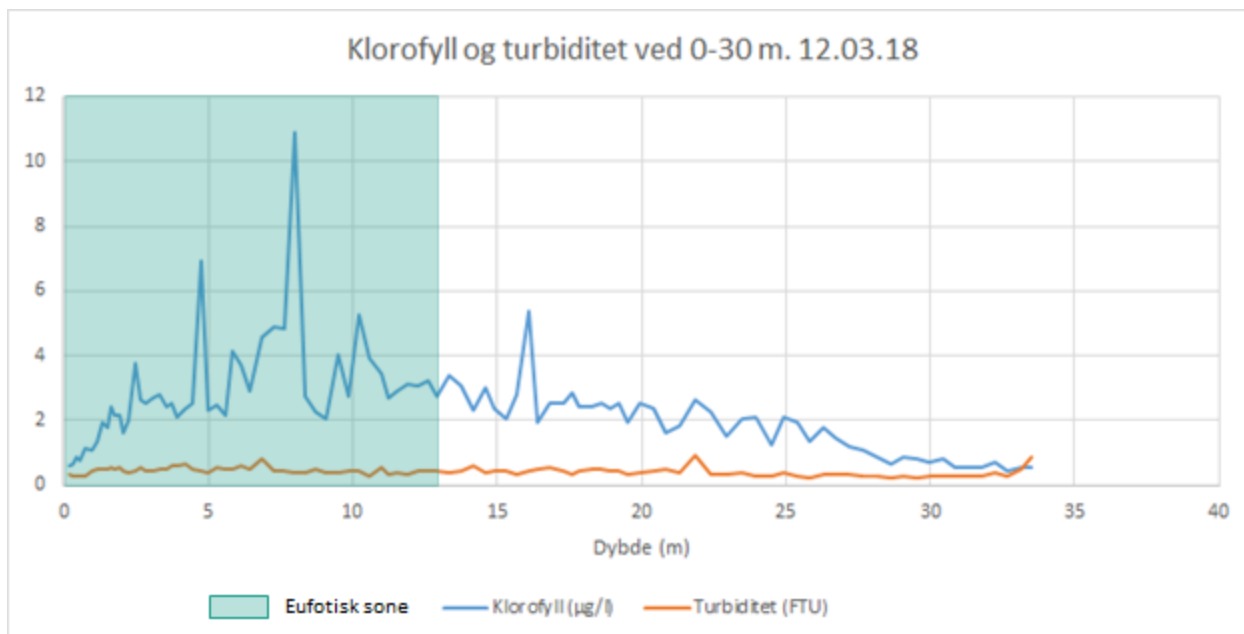
Tabell 5: Gjennomsnittlig pH-verdi, salinitet og temperatur fra 0-10 m i fjorden der inokulatet ble hentet. Fra 12. mars.

Dybde	pH-verdi	Salinitet (‰)	Temperatur (°C)
0-10 m	7,94	31,35	5,58
7 m ³ -karet før inokulering	7,74	34,18	8,58

Av figur 32 kan man se at oksygenverdiene er høyest i den eufotiske sonen og synker deretter jevnt med dybden. Saliniteten stiger de første 10-15 meterne for så å holde seg stabil. Figur 33 viser at de største klorofyllkonsentrasjonene befinner seg mellom 5 og 15 meter før de synker jevnt ned mot 35 meter. Turbiditeten holder seg stabil mellom 0 og 35 meter med mindre svingninger.

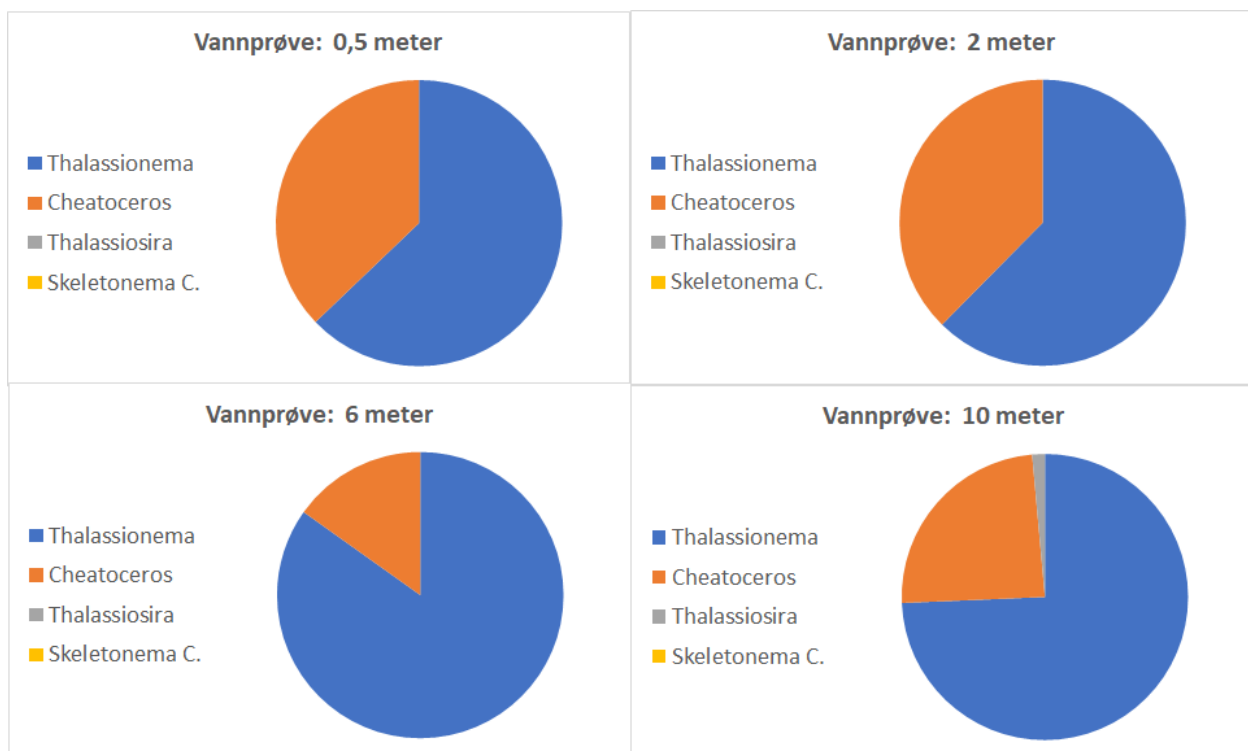


Figur 32: Den generelle hydrografien i fjorden fra 0-30 meters dyp, tatt 12. mars 2018. Mikroalgene til inokulering ble hentet fra 0-10 meter.



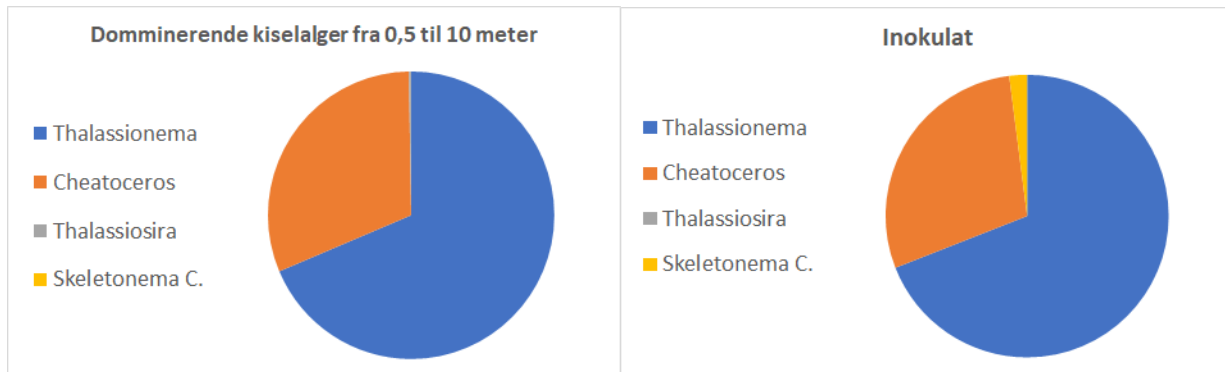
Figur 33: Klorofyll og turbiditet verdiene i fjorden fra 0-30 meters dyp, tatt 12. mars 2018. Algeinokulatet ble hentet fra 0-10 meter.

Figur 34 er et resultat av telling av mikroalgene som var tilstede våroppblomstringen. Dette er med andre ord hvilke algeslekt som er dominerende ved de ulike dypene. Oppgavens utgangspunkt var at vi skulle dyrke mikroalgen *S. costatum*, men som man kan se fra kakediagrammene under var ikke denne mikroalgen tilstede i årets våroppblomstringen, ihvertfall ikke etter våre observasjoner. De dominerende mikroalgene i oppblomstringen var i år *Thalassionema* sp. og *Chaetoceros* sp. Der var også et fåtall av *Thalassiosira* sp. ved 10 meters dyp.



Figur 34: Dominerende mikroalger som var til stede i vannet hvor mikroalgene ble filtrert til inokulat.

Figur 35 sammenligner hva vi telte fra prøvene fra 0,5 - 10 meters dyp og inokulatet som er en konsentrert samling av kiselalger fra disse dypene. Som man ser av diagrammene fant vi ingen *S. costatum* i prøvene fra 0,5 - 10 meter. I inokulatet fant vi *S. costatum*, men ingen *Thalassiosira* sp.



Figur 35: Sammenlikning mellom antall kiselalger fra 0,5 - 10 meters dyp og inokulatet

Henting av mikroalger:

Hver heving/senking ble gjort ned til et dyp på 10 meter.

Første innhenting: 6 hevinger/senkninger

Andre innhenting: 8 hevinger/senkninger

Tredje innhenting: 8 hevinger/senkninger

Total lengde: 220 meter

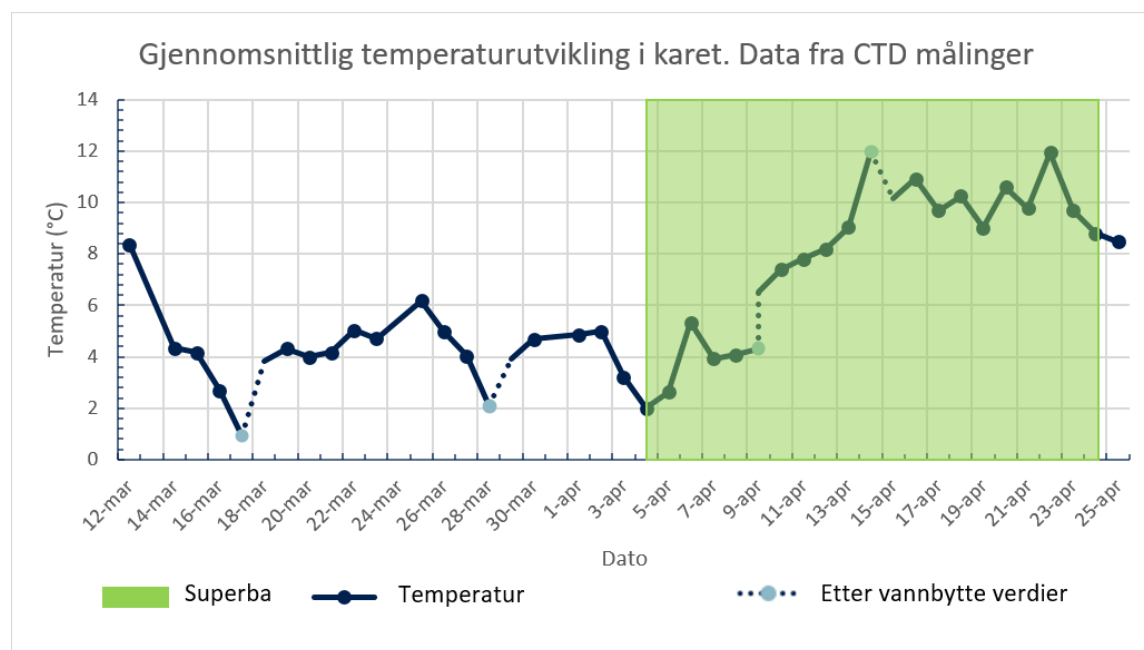
Håven som ble brukt hadde en radius på 7,25 cm. Resultatet ble derfor at vi filtrerte en total mengde på 36,3 L vann for å produsere inokulatet.

Kultivering

Temperatur

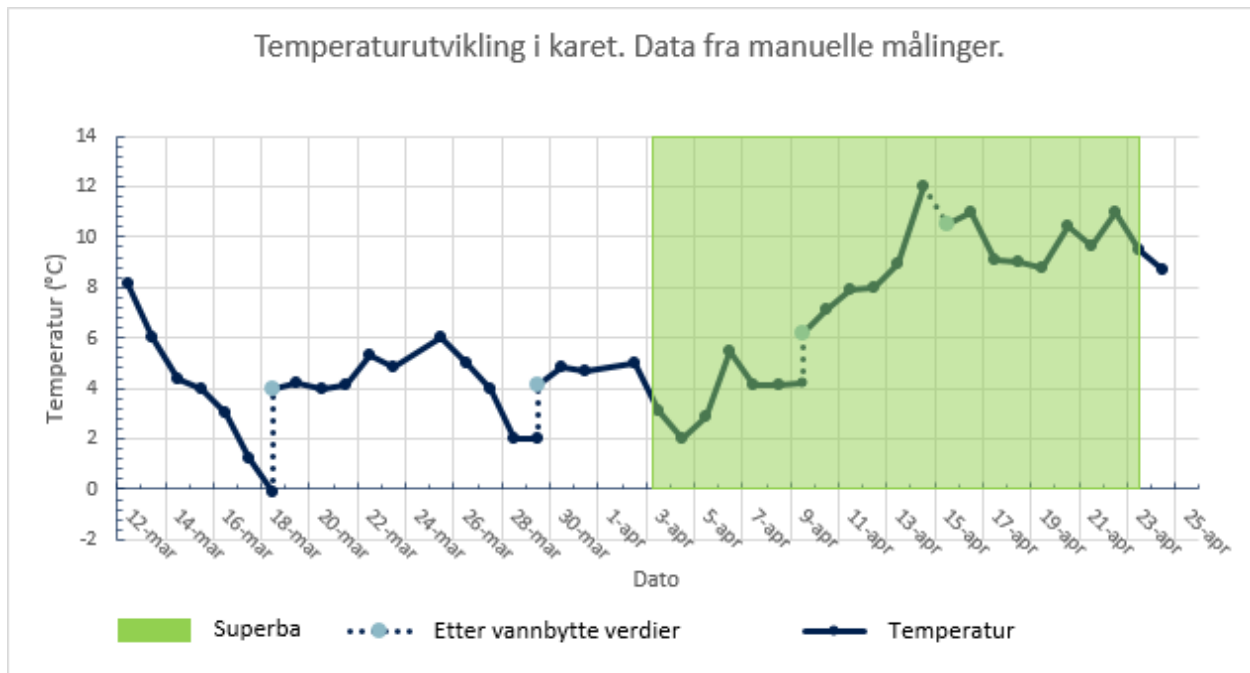
Grafene under viser temperaturutviklingen i karet i løpet av hele eksperimentet. Verdiene er et gjennomsnitt av målingene fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet. Figur 36 er temperaturmålinger tatt med CTD-apparatet, mens figur 37 er målinger som ble tatt manuelt med et vanlig termometer. Første dagen var temperaturen 8 °C, dette var vann som ble pumpet opp fra 100-meters dyp der temperatur ligger på 8 °C. De blå punktene viser vannbytter, de to første vannbyttene ble utført fordi temperaturen var så lav. De to andre var for å tilføre kulturen nødvendige næringssalter fra sjøen og hindre kollaps.

18. mars, 29. mars og 9. april ble det tappet ned 50 %, mens 14. april ble det tappet ned 75 %. Vannbytte den 14. april resulterte i en temperaturnedgang fra 12 °C til 10 °C. De største temperaturfallene var i starten av eksperimentet da lufttemperaturen var lav i denne perioden, noen netter sank temperaturen med rundt 2 °C/døgn i karet. 4. april kom oppgangen i temperatur, det var her det virkelig gikk fra vinter til vår. På slutten av eksperimentet lå temperaturen i karet på rundt 10 °C.



Figur 36: Gjennomsnittlige temperaturmålinger fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.

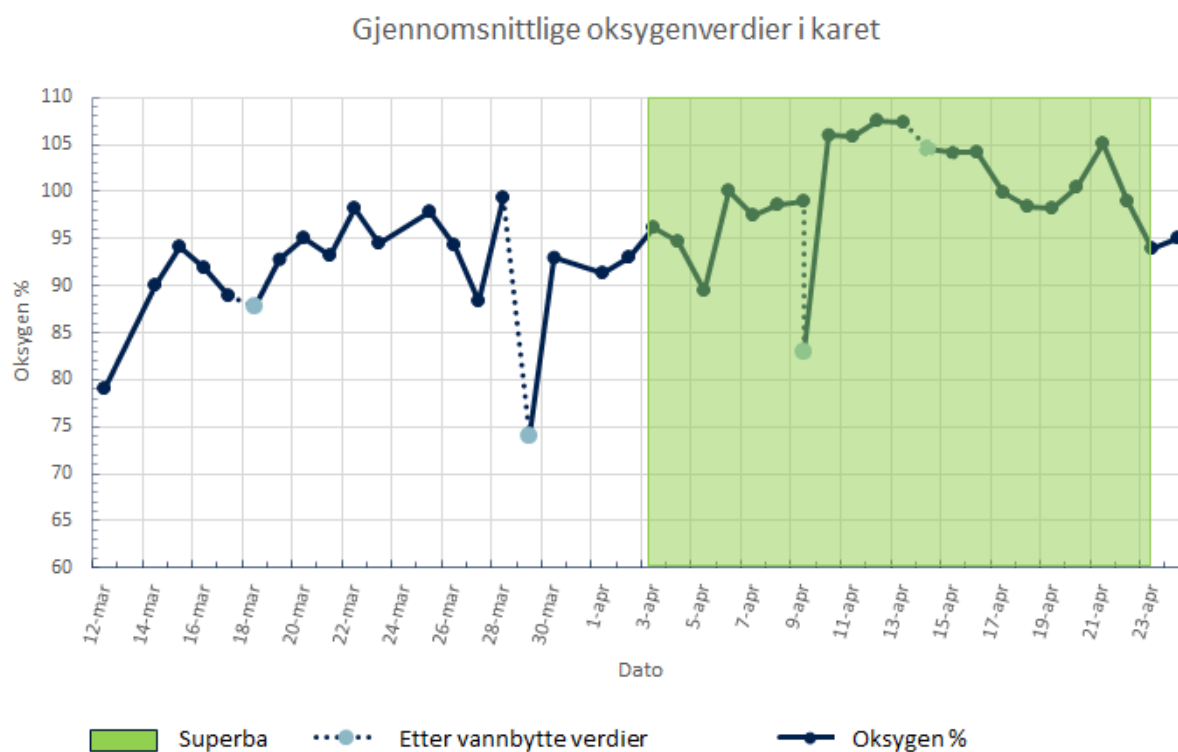
De manuelle målingene ble tatt fra 5-10 cm dyp. Den laveste temperaturen under de manuelle målingene var den 18. mars, da var temperaturen på $-0,1\text{ }^{\circ}\text{C}$. Etter vannbytte steg temperaturen med $4\text{ }^{\circ}\text{C}$ (figur 37).



Figur 37: Manuelle temperaturålinger i karet, målt fra 5 cm til 10 cm. Fra 12. mars til 25. april.

Oksygen

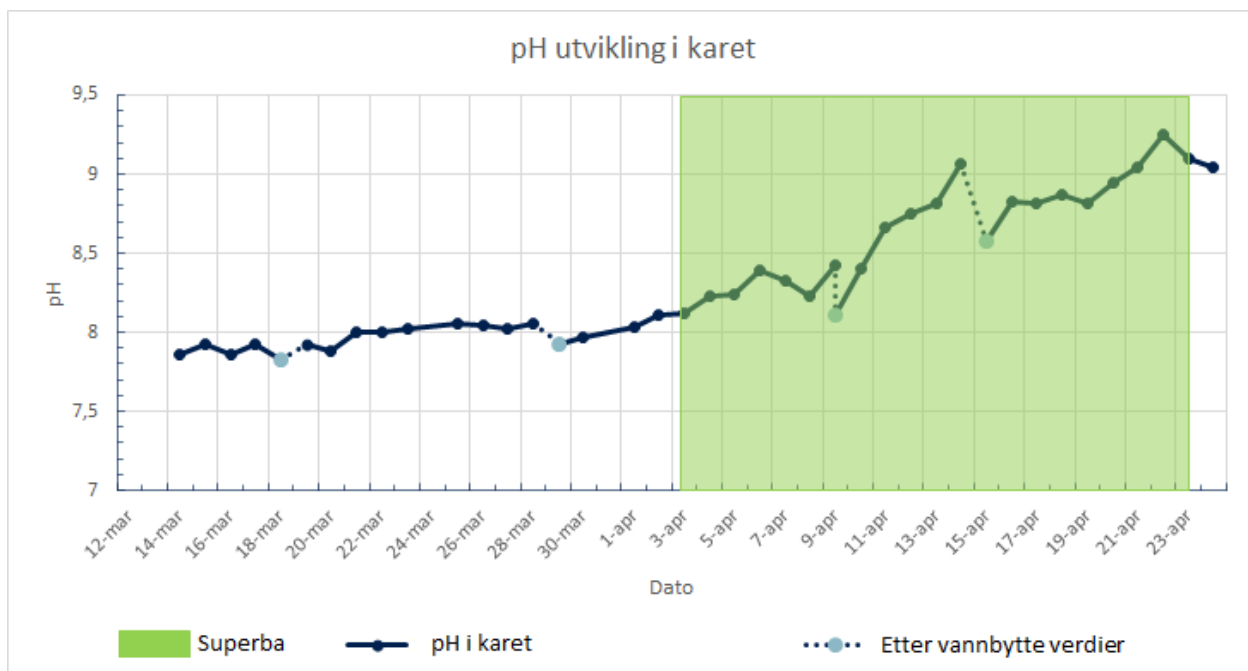
Figur 38 viser oksygeninnholdet i vannet i prosent, hvor “100 %” oksygenmetningen tilsvarende oksygeninnholdet i vann ved likevekt med luft. Lavere verdier skyldes forbruk, som for eksempel kan være respirasjon av organismer i vannet. Høye verdier viser tilførsel som kan komme fra fotosyntesen. Ved vannbytte ser man av grafen at oksygenverdiene synker, dette grunnet at vannet som blir fylt opp i karet kommer fra 100-meters dyp der vannet er fattig på oksygen (Kaufmann, 2014). Vannbyttet 28. mars ga den største reduksjonen i oksygenverdier, det ble her tappet ned 50 % av karet og fyllt opp med vann fra 100-meters dyp. Mangel på jevnlig kalibrering av oksygensensoren gjennom eksperimentet kan også ha bidratt til for lave verdier.



Figur 38: Gjennomsnittlige oksygenverdier fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.

pH

Figur 39 viser alle pH målingene som ble tatt under eksperimentet. Det ble tatt pH målinger hver gang det ble tatt CTD-måling. Det har vært en jevn økning i pH underveis i eksperimentet, og de dagene det ble foretatt vannbytte, har verdiene sunket. Den største pH-nedgangen kom ved de to siste vannbyttene. De høyeste pH-verdiene i siste del av prosjektet viser et stort forbruk av CO₂ grunnet økt fotosyntese. De første målingene var på ca. 7,8 i pH og økte helt til ca. 9,30 den 22. april. De neste dagene frem til avviklingen av prosjektet, sank pH-verdien.

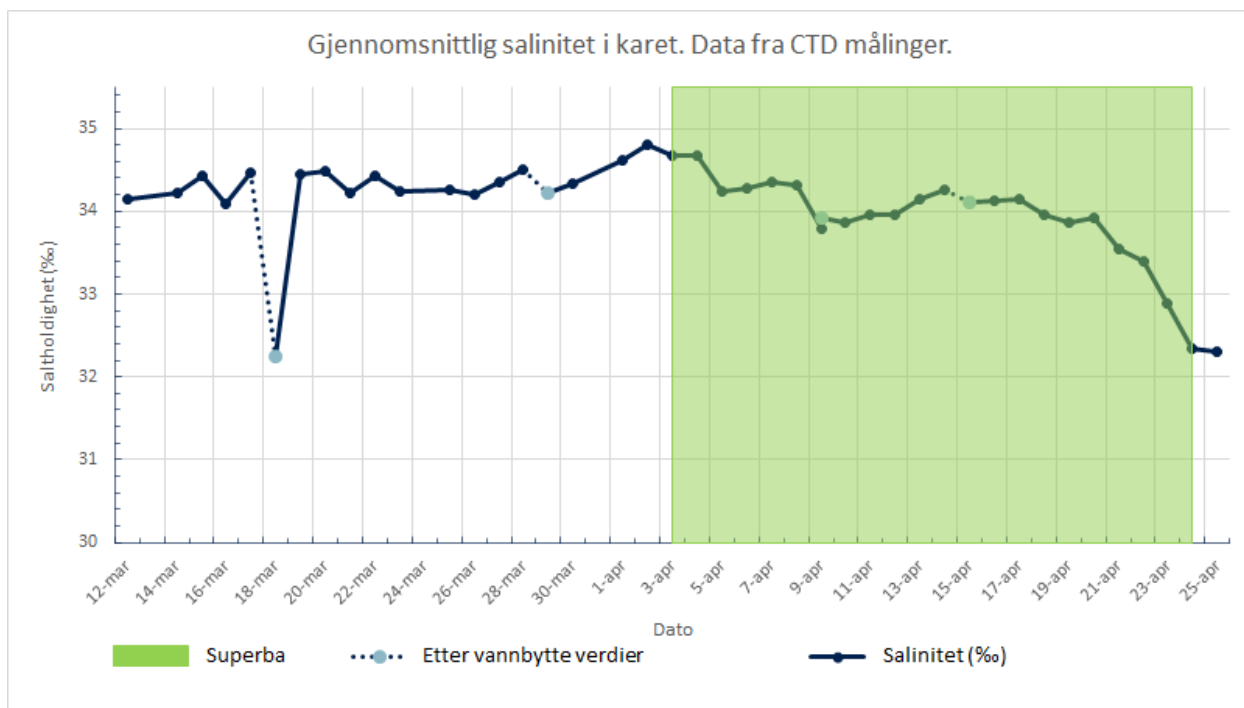


Figur 39: pH-utviklingen i karet, fra 12. mars til 25. april.

Salinitet

Under den første CTD-målingene fra 12.03.18 befant det seg en stor luftboble i sensoren som måler salinitet. Denne luftboblen resulterte i en salinitetverdi som var 15,2 % lavere enn den var dersom luftboblen ikke var i sensoren. Denne målingen er ikke tatt med i gjennomsnittsberegningen, men heller et resultat om hvilken effekt en luftboble har på salinitetssensoren til CTD-apparatet.

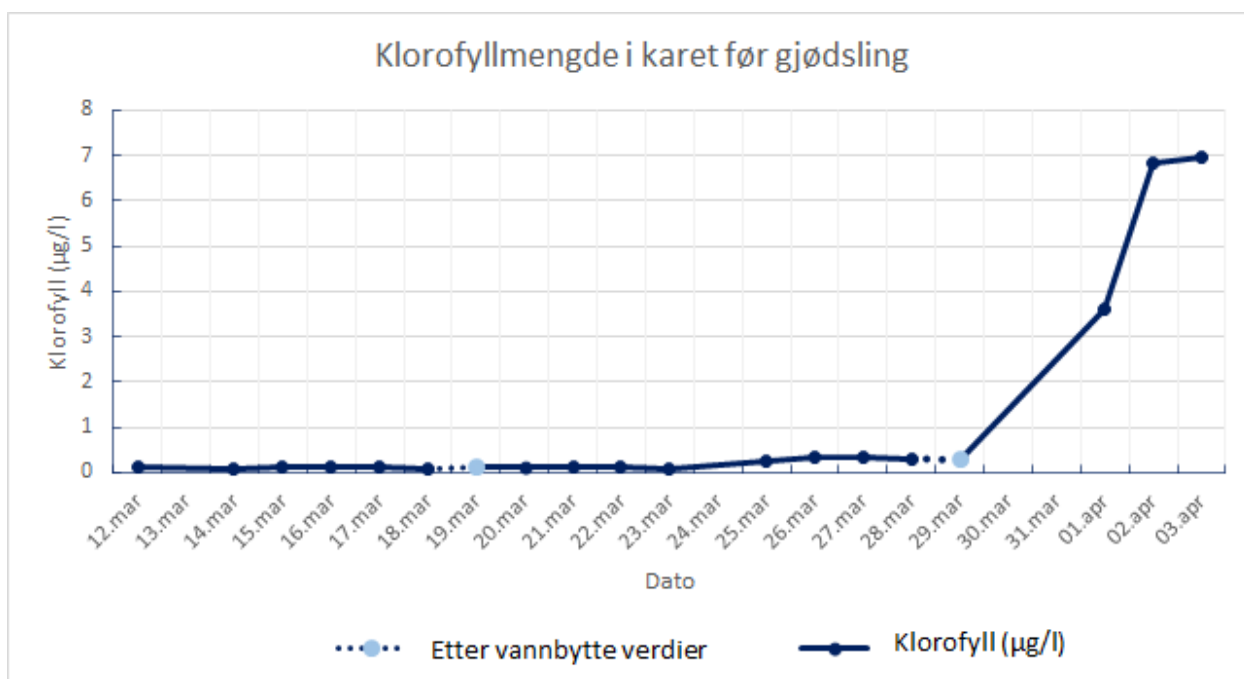
Figur 40 viser salinitetsverdiene i vannet, målt i promille (‰). Målingene har holdt seg nokså stabile under eksperimentet og lå mellom 34-34,5 ‰. Fra 20. til 25. april kan man se en markant nedgang i salinitetsverdiene i karet. Dette kan ha sammenheng med at vi avsluttet elektroforeseforsøkene den 20. april. I denne perioden ble det ikke tappet eller tilført nytt sjøvann fra 100 meters dyp, samtidig som det ble gjødslet med høye antall doser. I hele gjødslingsperioden ble det tilsatt 484 liter ferskvann, 300 liter av dette ble tilført fra 19.-25. april, noe som kan forklare den store nedgangen i salinitetverdiene for denne perioden.



Figur 40: Gjennomsnittlig salinitetverdier fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp i karet målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.

Klorofyllutvikling før gjødsling

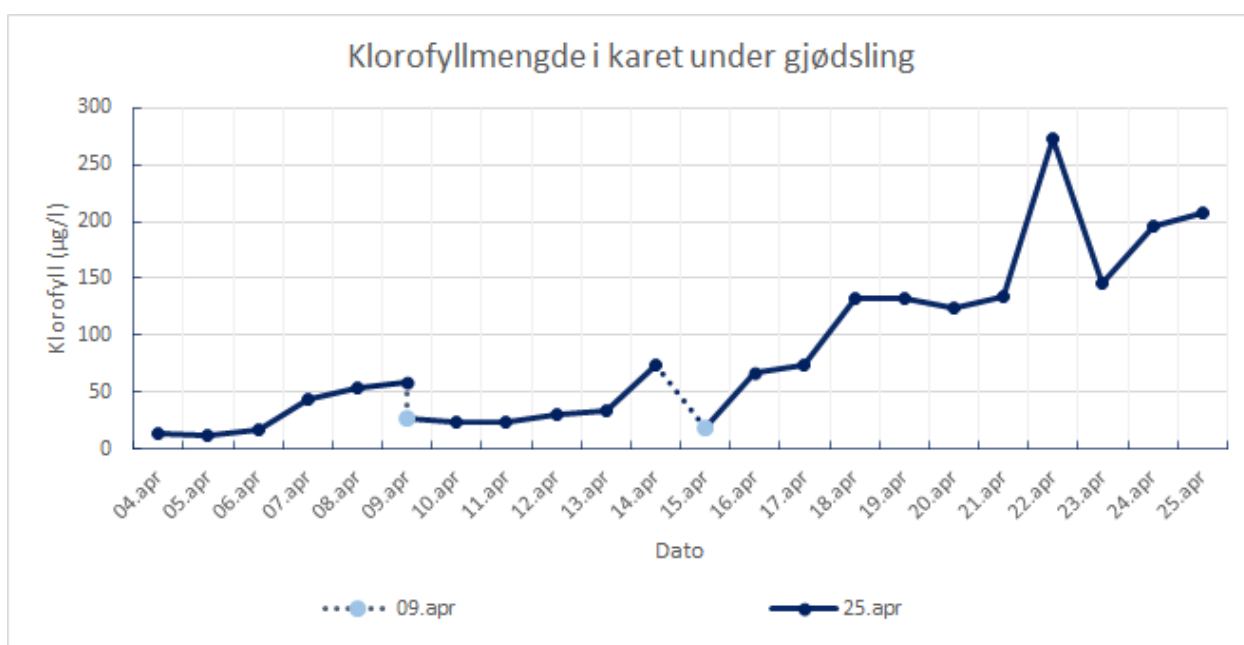
Figur 41 viser klorofyllutviklingen i karet før det ble tilsatt næringssalter. Her kan man se da kulturen begynte å blomstre. I perioden 29. mars og 01. april, har vi ikke pålitelige målinger fra, grunnet flere feilmålinger med CTD-apparatet. 01. april kan en tydelig se at mikroalgekulturen øker raskt og har begynt med en fordobling. 02. april var klorofyllkonsentrasjonen blitt rundt 6 $\mu\text{g/l}$, det ble vurdert om vi skulle starte gjødslingen, men vi ventet til dagen etter. Da klorofyllkonsentrasjonen var mer eller mindre det samme dagen etter, begynte vi tilsetningen av næringssalter.



Figur 41: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp før gjødsling, målt med CTD-apparat. Fra 12. mars til 3. april.

Klorofyllutvikling under gjødsling

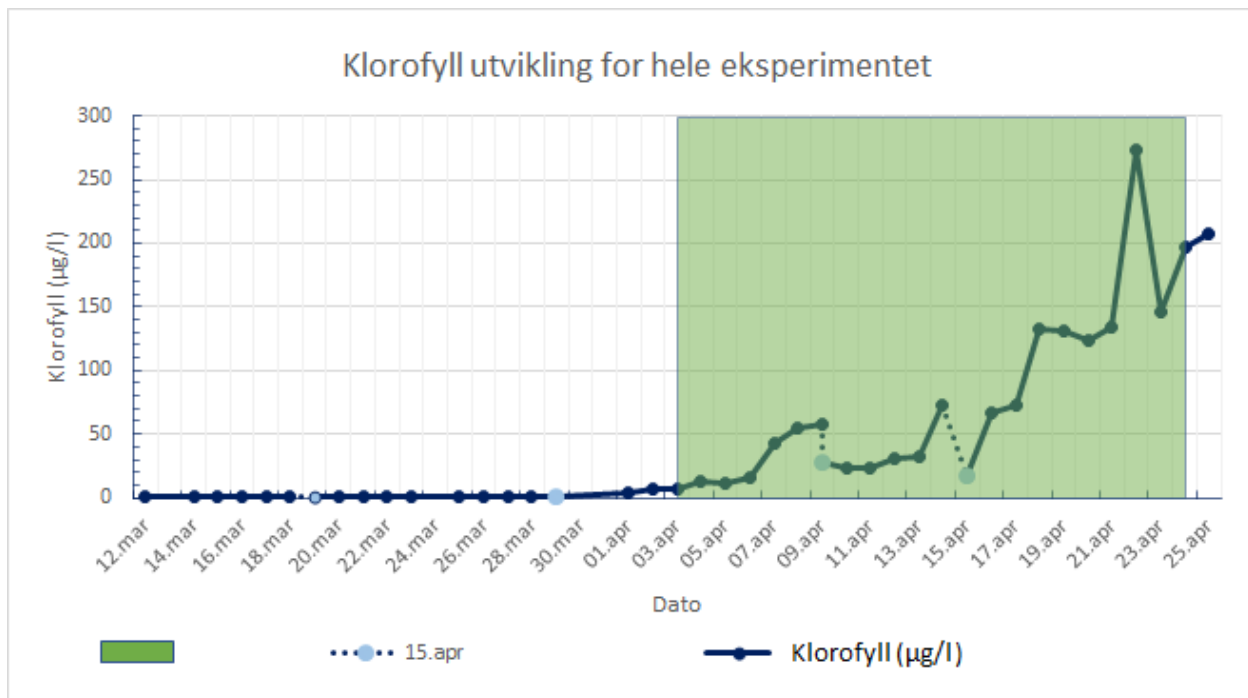
Figur 42 viser klorofyllutvikling under gjødsling. 3. april ble første dose med næringssalter tilsatt. Dagen etter fikk vi en dobling av klorofyllkonsentrasjon. Fra 13. april til 14. april fikk vi en dobling, trolig grunnet den økte doseringen. Siden 14. april var i en helg, valgte vi å tappe ned karet med 75 %, slik at vi kunne utsette den store økningen til 16 april. 15. april var konsentrasjonen lav igjen og det ble derfor bestemt at vi skulle gi mikroalgekulturen et økt antall gjødslingsdoser i et forsøk på å få kulturen opp igjen. Eksperimentets toppunkt kom 22. april da klorofyllkonsentrasjonen var på 272,6 µg/l.



Figur 42: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp under gjødsling perioden, målt med CTD apparat. Fra 4. april til 25. april.

Klorofyllutvikling for hele eksperimentet

Figur 43 viser den gjennomsnittlige klorofyllutviklingen under hele eksperimentet. Det grønne feltet på figur 43 viser perioden det ble tilført gjødsel i form av Superba og vannglass. Man kan tydelig se når det ble tilsatt næringsalter, kulturen øker betydelig etter dette. Som på grafene fra før og under gjødsling viser de lyseblå punktene med stiplede linjer verdiene etter vannbytte.



Figur 43: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp for hele eksperimentet, målt med CTD apparat. Fra 12. mars til 25. april.

Vekstrater

Tabell 6 viser vekstrater, doblingsrate og delingsrate ved utvalgte tidsrom. Grunnen til at det er disse datoene som er valgt er med tanke på høy oppblomstring i karet. Startdatoene er regnet fra dagen etter vannbytte, bortsett fra 12. mars til 03. april. 12. mars blir brukt fordi det var denne dagen eksperimentet startet og strekker seg til 03. april hvor gjødslingen begynte. Det var også to vannbytte denne perioden, den 18. mars og 29. mars. Grunnen til at det ikke er tatt med her er at ved det første vannbyttet var ikke oppblomstringen kommet godt i gang og ved det andre var CTD-målingene unøyaktige. Den andre perioden 04. april til 09. april er med fordi 04. april var første CTD-måling hvor det hadde blitt tilsatt næringsalter. Den nest siste perioden 10. april til 14. april har startdato dagen etter vannbytte og sluttdato den dagen det ble gjort nytt vannbytte. Siste periode har startdato etter vannbytte og sluttdato siste dag i eksperimentet.

Tabell 6: Vekstrate i utvalgte perioder, doblingsrate og delingsrate.

Dato		Dager Antall	Klorofyll ($\mu\text{g/l}$)		SGR (Specific growth rate)	Doblingsrate (dager per dobling)	Delingsrate (deling per dag)
Fra	Til		Fra	Til			
12. mars-03. april		21	0,1	6,96	0,193	3,591	0,278
04. april-09. april		6	12,80	58,07	0,302	2,295	0,436
10. april-14. april		5	23,03	73,37	0,290	2,390	0,418
15. april-25. april		11	17,91	207,32	0,245	2,829	0,353

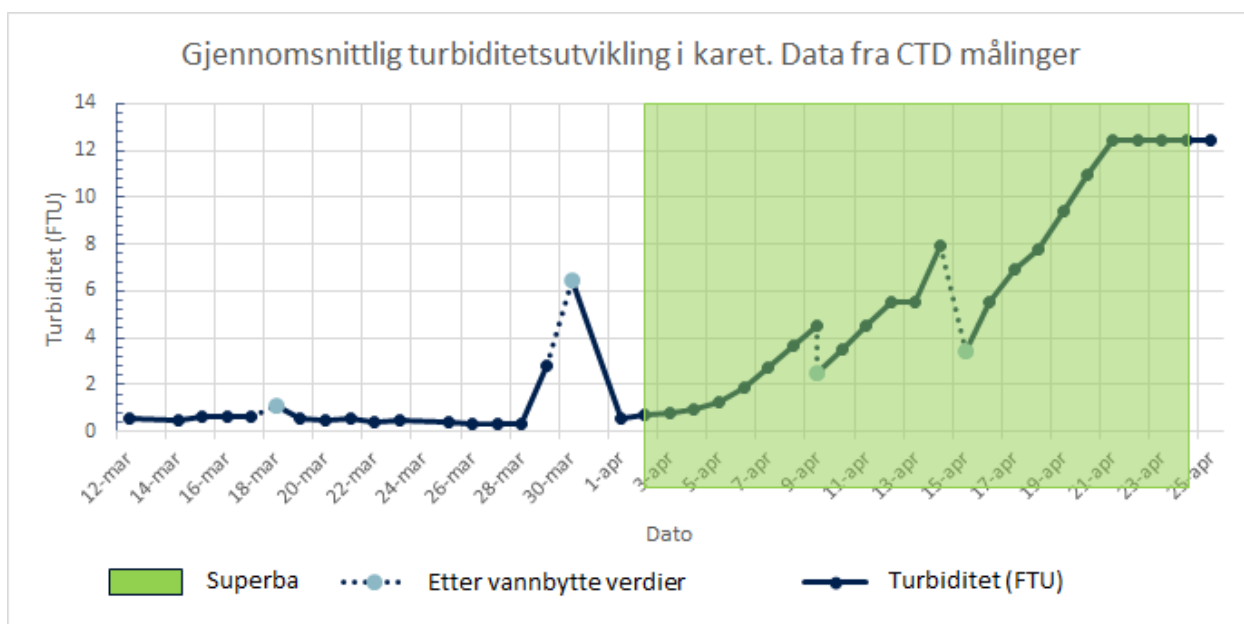
Tabell 7 viser vekstraten til de 24 timers periodene der det er har vært en markant økning i klorofyllkonsentrasjon gjennom hele prosjektet. 15. april til 16. april under gjødslingsperioden gikk konsentrasjonen fra 17,91 $\mu\text{g/l}$ den 15. april til 66,32 $\mu\text{g/l}$ den 16. april. Dette ga den høyeste vekstraten som var på 1,309, som er grunnen til at den er uthevet i tabellen.

Tabell 7: SGR, doblingsrate og delingsrate til de datoene det har vært en markant økning i klorofyll.

Gjødslingsperiode	Dato		Klorofyll ($\mu\text{g/l}$)		SGR (Specific growth rate)	Doblingsrate (dager per dobling)	Delingsrate (deling per dag)
	Fra	Til	Fra	Til			
Uten gjødsel	0.1 april	02. april	3,6	6,84	0,642	1,080	0,926
Med gjødsel	03. april	04. april	6,96	12,80	0,609	1,138	0,879
Med gjødsel	06. april	07. april	16,38	43,47	0,976	0,710	1,408
Med gjødsel	13. april	14. april	32,81	73,37	0,825	0,840	1,190
Med gjødsel	15. april	16. april	17,91	66,32	1,309	0,530	1,888
Med gjødsel	17. april	18. april	73,37	131,72	0,585	1,185	0,844
Med gjødsel	21. april	22. april	134,76	272,60	0,705	0,983	1,017

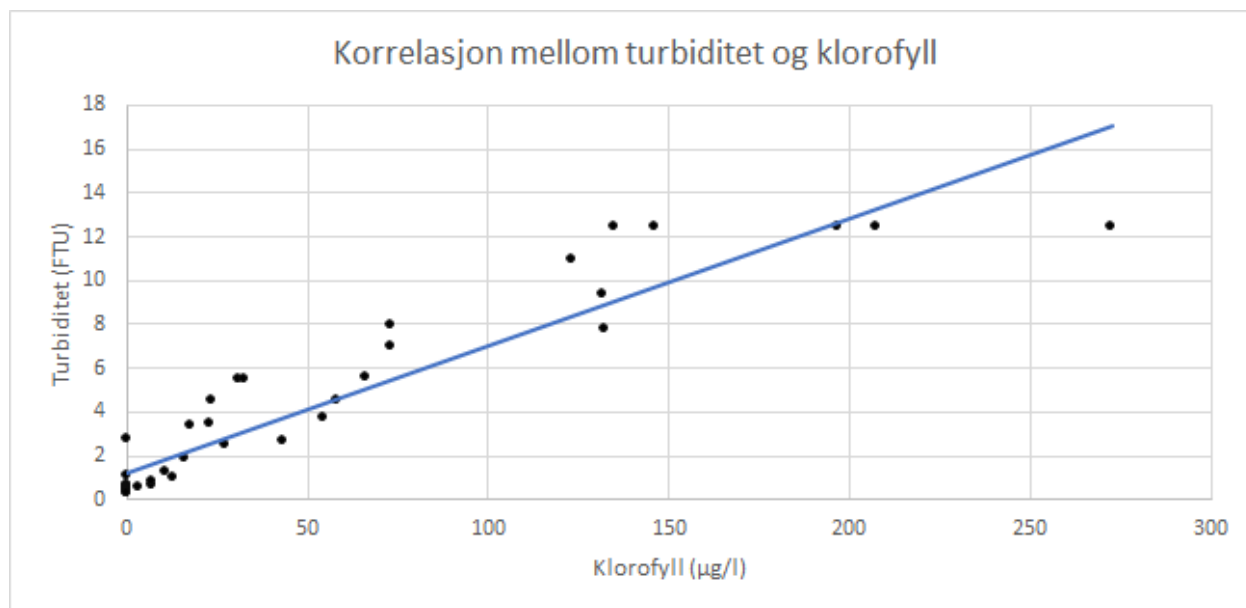
Turbiditet

Grafen viser utviklingen i turbiditet i løpet av eksperimentet (figur 44). Verdiene er et gjennomsnitt av målingene gjort ved 20 cm og 60 cm dyp. Det er en jevn stigning som gjenspeiler klorofyllkonsentrasjonen meget godt. Man kan se fra figur 44 at turbiditeten synker ved vannbytte, noe som er forventet siden 100-meters vannet som ble tilsatt karet ved vannbytte har lav turbiditet (appendix tabell 1 og 2). Det store spranget i perioden 28. mars til 1. april skyldes en feilmåling, dette kan skyldes at en større partikkel flyter forbi sensoren eller dårlig rengjøring av sensoren. Det er en klart større nedgang i turbiditet fra 14. april til 15. april enn fra 08. april til 09. april. Dette er grunnet at 14. april ble karetts vannstand tappet ned 75 %, mens 09. april ble bare 50 % tappet ned. I sluttperioden 21. april til 25. april stabiliseres verdiene på litt over 12 FTU, dette skyldes at CTD-apparatet stagnerer i den øvre målingsrekkevidden. De faktiske verdiene overskred med andre ord øvre maksgrense på 12,5 FTU.



Figur 44: Gjennomsnittlig turbiditetsutvikling (FTU) ved ca. 20 cm og 60 cm dyp i karet. Målt med CTD-apparatet. Fra 12. mars til 25. april.

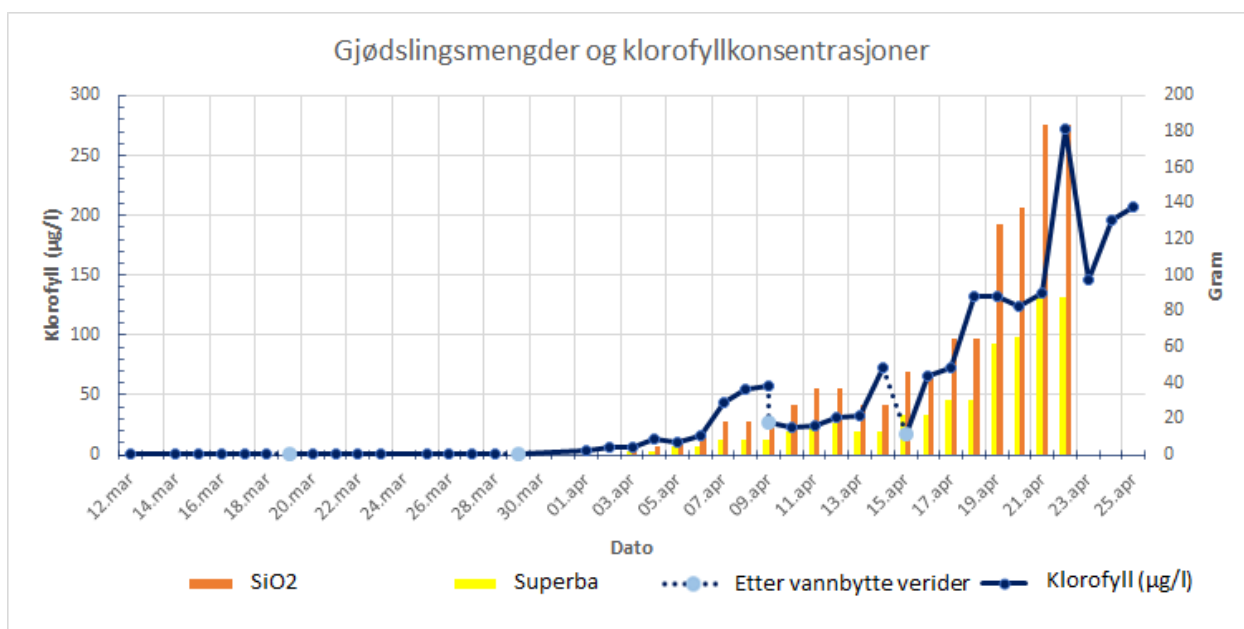
Av korrelasjonsgrafen nedenfor kan man se at punktene er plassert nokså nært trendlinjen. Dette tilsier at det er en korrelasjon mellom turbiditeten og klorofyllkonsentrasjonen (figur 45).



Figur 45: Korrelasjon mellom turbiditet (FTU) og klorofyll ($\mu\text{g/l}$). Målt med CTD-apparatet, fra 12. mars til 25. april.

Tilsetning av gjødsel

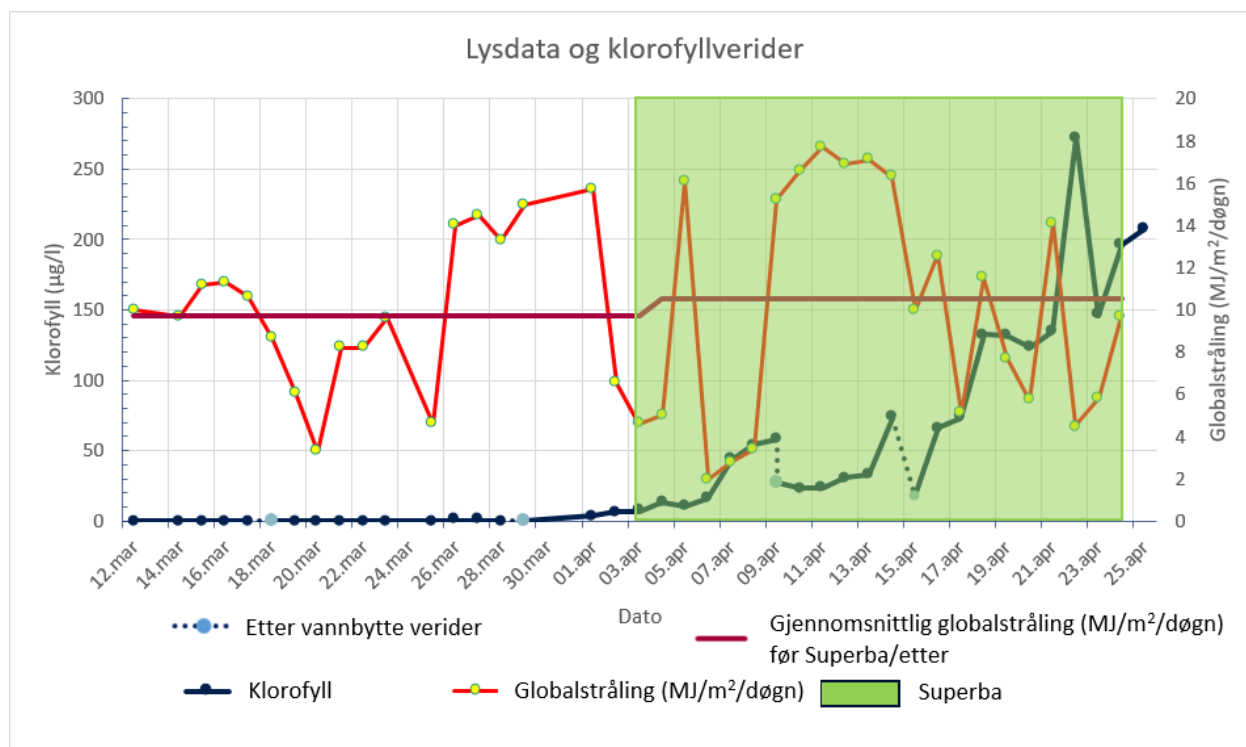
Figur 46 viser gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon i karet for hele eksperimentet og hvordan den responderer på gjødsel. Verdiene er et gjennomsnitt av målingene gjort ved 20 cm og 60 cm dyp. En kan se på grafen at klorofyllproduksjonen var svært lav før Superba ble tilsatt. Etter gjødslingen begynte ser man en tydelig stigning i klorofyllkonentrasjonen, spesielt 15.-23. april, da antall doser tilsatt karet var svært høye i denne perioden. Den første perioden fra 12. mars til 03. april var uten noen form for gjødsel. For denne perioden er vekstraten 0,193 (Specific growth rate/SGR), det gir oss en doblingsrate på (dager per dobling l^{-1}) på 3,591. Ved periodene 04.-06., 10.-12. og 19.-21. april ser vi at økningen i klorofyllkonsentrasjon tilsynelatende kommer 2-4 døgn etter en betydelig økning av antall gjødslingsdoser.



Figur 46: Gjennomsnittlig klorofyllkonsentrasjon fra ca. 20 cm og ca. 60 cm dyp, sammen med tilsatt næring. Fra 12 mars til 25 mars.

Lysforhold

Lysdata er hentet fra værstasjonen på Njøs (Anon., 2018c), som ligger 13,5 km i luftlinje fra akvakulturstasjonen. Dette måles i globalstråling, som betyr $\text{MJ}/\text{m}^2/\text{døgn}$. Av figur 47 ser man utvikling av globalstråling satt opp mot klorofyllutviklingen i karet. Lyskurven viser at daglig lysmengde varierer mellom ca. 4 og 18 i globalstråling. Vi kan også se den gjennomsnittlige mengden globalstråling før og under gødslingen av mikroalgekulturen. Gjennomsnittlig globalstrålingen i de to periodene var derimot nokså like henholdsvis 9,75 og $10,5 \text{ MJ}/\text{m}^2/\text{døgn}$.

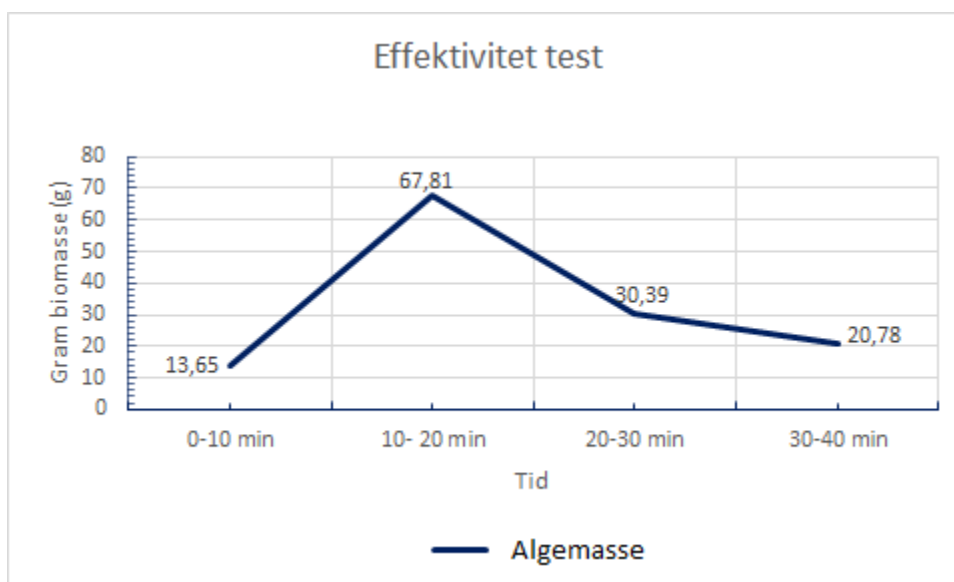


Figur 47: Sammenligning av lysdata- og klorofyllkonsentrasjon. Lysdata fra Njøs (Anon., 2018c).

Høsting av mikroalgeproduksjonen

Konsentrering

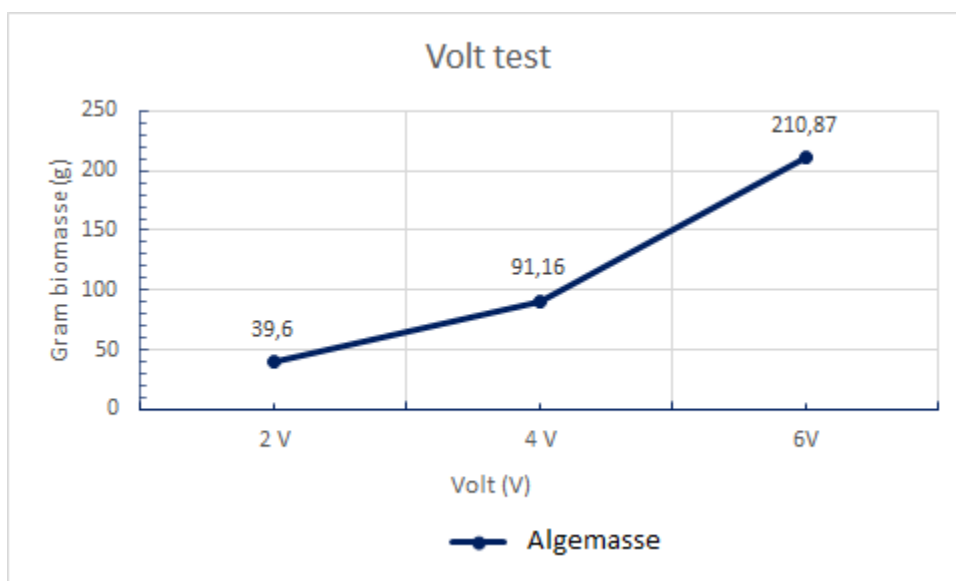
Elektroforeseforsøket viser hvor mye biomasse (våtvekt) i gram, per tidsintervall som blir utvunnet fra et kar med 670 L vann og strømforsyningen innstilt på 6 V og 8,5 A. En kan se fra figur 48 at intervallet fra “10-20 min” flokkulerer mest biomasse. Det første intervallet fra “0-10 min” er ikke helt sammenlignbart, da det ble benyttet en annerledes innhøstingsmetode enn ved de andre intervallene. Under gjennomføringen av forsøket kunne vi tydelig se at det var langt mindre flokkulering langs overflaten ved første tidsintervall enn de andre tidsintervallene. Elektroforesen når ikke optimal effektivitet momentant, men trenger derimot litt tid for å komme i gang. Det ble utvunnet 69,36 % mindre biomasse ved “30-40 min” intervallet enn ved “10-20 min” intervallet. Dette gir er en indikator på hvor lenge en skal drive elektroforese for å få mest mulig biomass ut effektivt, i forhold til tid.



Figur 48: Test av hvilket tidsintervall elektroforesen konsentrerte mest biomasse (våtvekt). Gjennomført ved en klorofyllkonsentrasjon på 20,06 ($\mu\text{g/L}$) i karet.

Endelig konsentreringsmetode

Det ble utført elektroforeseforsøk der forskjellige voltstyrker ble testet ut. En kan se ut i fra figur 49 at 6 V var betydelig mer effektivt enn 2 og 4 V. Det ble utvunnet 432,50 % mer biomasse ved 6 V enn ved 2 V. Det ble også utført et forsøk på 8 V for å se om ytterligere biomasse kunne utvinnes, men strømforsyningen slo seg av under dette eksperimentet og forsøket ble avbrutt. Vi konkluderte med at elektroforese ved 6 V og 8,5 A i løpet av 40 min var mest effektiv.



Figur 49: Konsentreringseffektivitet (mengden biomasse i våtvekt) ved ulike Voltstyrker. Testen ble gjennomført ved en klorofyllkonsentrasjon på 26,10 ($\mu\text{g/L}$) i karet.

Da vi testet motstanden i vannmassen under elektroforesen den 19. april, viste det seg at den faktiske elektrisiteten som gikk gjennom karet var 3,8 V, 1,4 A, som tilsvarte en effekt på 4,3 W. Dette var med en klorofyllkonsentrasjon på 131,72 $\mu\text{g/l}$. Dette tilsvarer en motstand på 2,71 Ohm. Etter å ha kjørt elektroforesen én gang i 40 minutter etter vanlig prosedyre, var vannet fremdeles noe grumsete. Det kan tyde på at det fremdeles er større mengder mikroalger igjen i vannet etter elektroforesen.

Resultat av høsting

Gjennom de 17 rundene med elektroforese ble det høstet en total mengde biomasse på 4 061,52 g (våtvekt)(tabell 8). Det ble stort sett høstet mellom 200 og 450 g biomasse, bortsett fra enkelte unntak. Den varierende mengden skyldes noen utviklinger i innhøstingsmetode og mot slutten en økende klorofyllkonsentrasjon. Gjennomsnittlig lå den våte biomassen til filtrering 5-10 minutter på filterduken, før den enten ble klemt eller skrapet av duken og deretter lagret i beholdere.

Tabell 8: Oversikt over mengden høstede mikroalger i våtvekt.

Dato (dd.mm.åå)	Biomasse (g)
13.04.18	227,25
14.04.18	302,22
15.04.18	142,76
16.04.18	289,95
17.04.18	334,45
17.04.18	418,88
17.04.18	366
19.04.18	343,32
20.04.18	410,29
Total produksjon:	4 061,52

Filtreringsforsøk

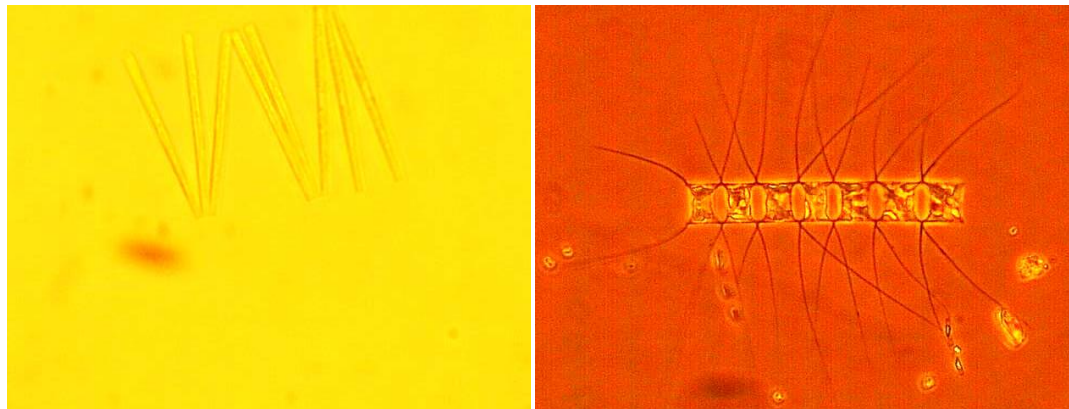
Den 18. april gjennomførte vi et forsøk for å finne ut hvilket effekt tiden den våte biomassen lå på filterduken hadde på våtvekten. Filterduken ble fylt med tilsynelatende like mye biomasse. Den første runden lå biomassen 10 minutter på filterduken, mens den andre runden lå biomassen 60 minutter (tabell 9). Resultatet av dette ble en 427 g lavere våtvekt på biomassen fra den andre runden.

Tabell 9: Resultat av hvilken påvirkning filtreringstiden har på biomassens våtvekt.

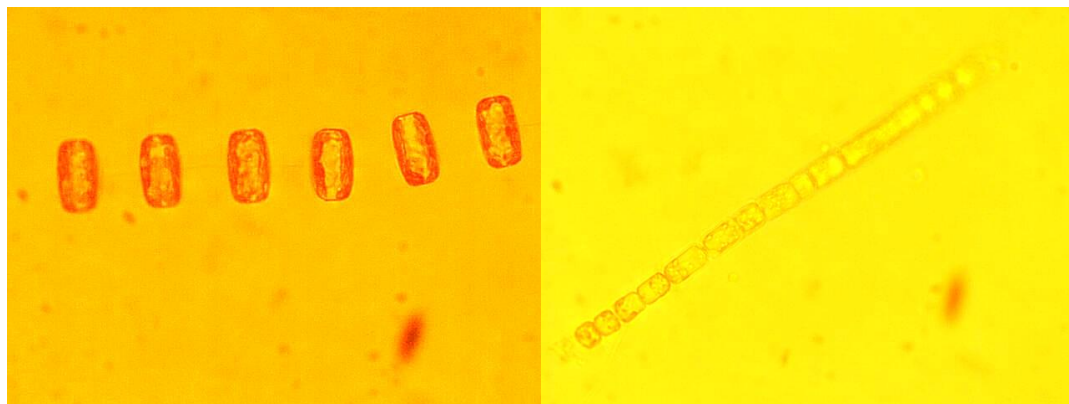
18.04.18	826,70 g (10 min på filterduk)
18.04.18	399,70 g (60 min på filterduk)

Algetelling i dyrket kultur

Tabell 10 viser en oversikt over hvor mange celler det var av de dominerende mikroalgene i 1 liter vann fra hovedkaret. De mikroalgene vi startet med var hovedsakelig *Thalassionema* sp. (figur 50) og *Chaetoceros* sp. (figur 51). Etterhvert kom det også en oppblomstring av *Thalassiosira* sp. (figur 52) og *S. costatum* (figur 53). Mot slutten av eksperimentet begynte det virkelig å blomstre med *S. costatum*.



Figur 50: *Thalassionema* sp. algen. Dato: 27.03.18 Figur 51: *Chaetoceros* sp. algen. Dato: 08.04.18

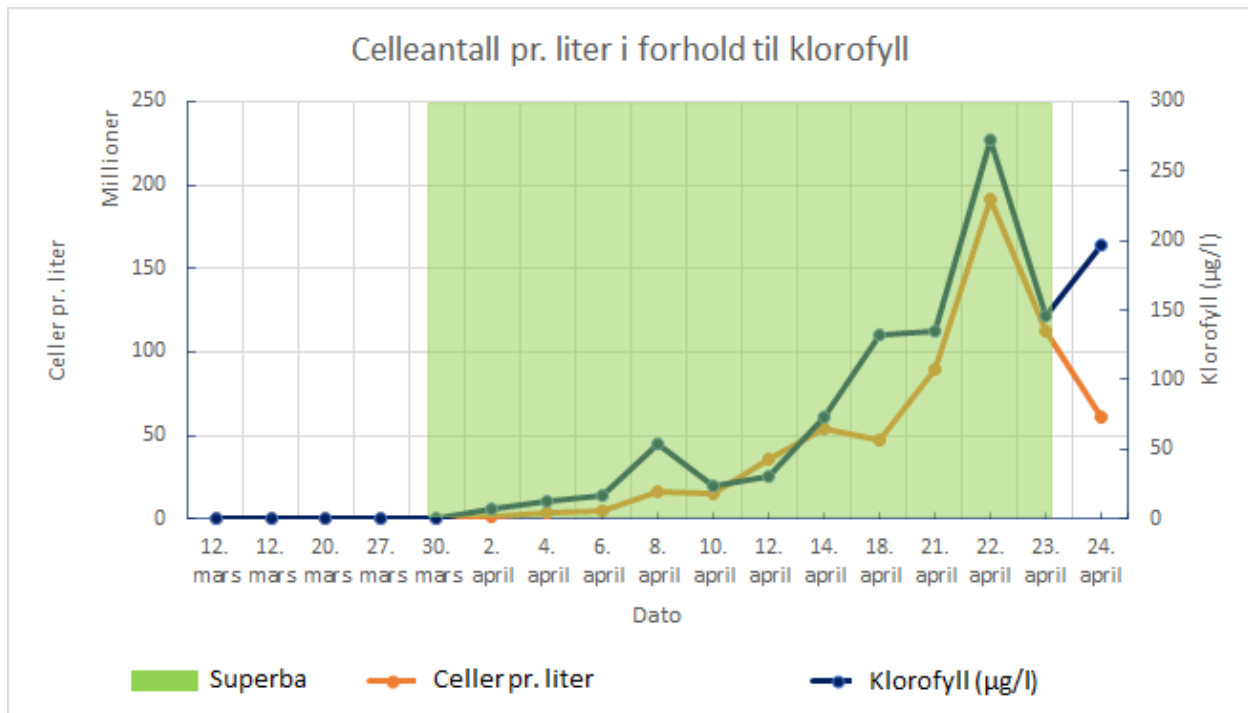


Figur 52: *Thalassiosira* sp. algen. Dato: 23.04.18 Figur 53: *S. costatum* algen. Dato: 22.04.18

Tabell 10: Antall celler av de forskjellige slektene, *Thalassionema sp.*, *Chaetoceros sp.*, *Thalassiosira sp.* og arten *Skeletonema costatum*

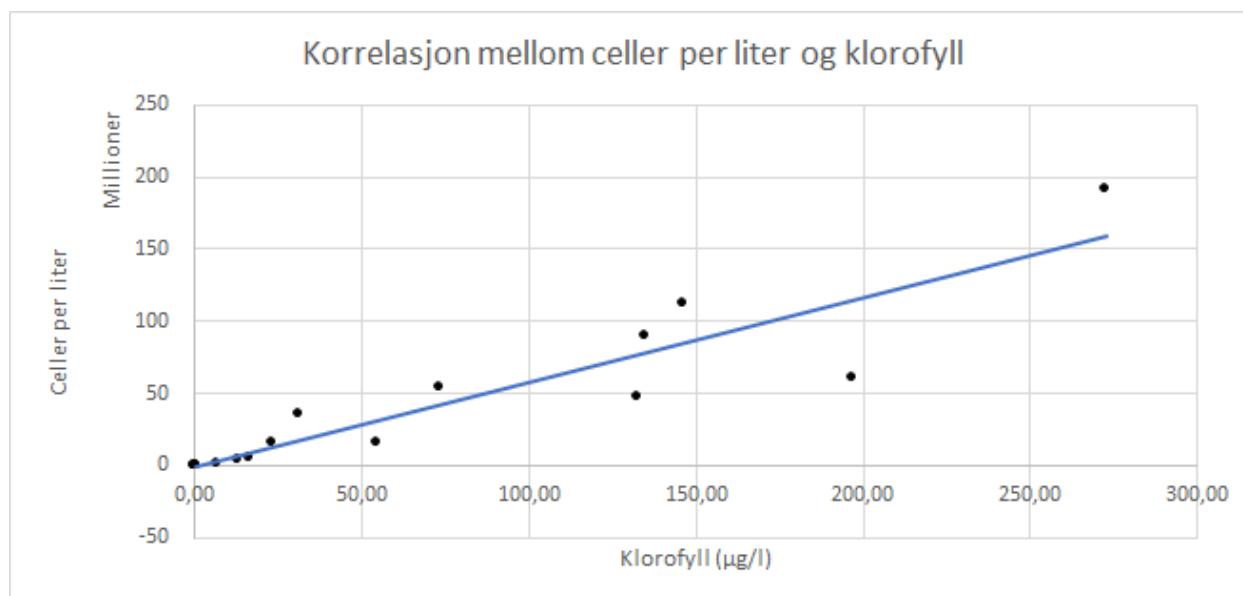
#	<i>Thalassionema sp.</i>	<i>Chaetoceros sp.</i>	<i>Thalassiosira sp.</i>	<i>S. constatum</i>	Total
Nr/dybde	Celler pr. Liter	Celler pr. Liter	Celler pr. Liter	Celler pr. Liter	Celler pr. Liter
P 34 (12.mars)	1 111,11	0,00	0,00	0,00	1 111,11
P 36 (12.mars)	2 222,22	8 888,89	0,00	0,00	11 111,11
20. mars	2 222,22	8 888,89	0,00	0,00	11 111,11
27. mars	32 222,22	8 888,89	0,00	0,00	41 111,11
30. mars	116 822,22	55 555,56	94 444,44	0,00	266 822,22
2. april	230 000,00	594 444,44	419 311,11	48 000,00	1 291 755,56
4. april	349 900,00	3 244 444,44	153 066,67	108 000,00	3 855 411,11
6. april	500 000,00	3 500 000,00	555 555,56	0,00	4 555 555,56
8. april	1 444 444,44	11 777 777,78	1 444 444,44	1 111 111,11	15 777 777,78
10. april	777 777,78	11 388 888,89	1 222 222,22	1 611 111,11	15 000 000,00
12. april	2 115 000,00	23 277 777,78	7 887 222,22	2 644 444,44	35 924 444,44
14. april	1 059 444,44	30 944 444,44	11 272 777,78	10 966 666,67	54 243 333,33
18. april	444 444,44	27 777 777,78	8 222 222,22	11 155 555,56	47 600 000,00
21. april	333 333,33	42 666 666,67	23 552 222,22	23 288 888,89	89 841 111,11
22. april	3 777 777,78	78 888 888,89	37 777 777,78	70 711 111,11	191 155 555,56
23. april	2 888 888,89	46 666 666,67	42 195 555,56	20 533 333,33	112 284 444,44
24. april	2 444 444,44	23 111 111,11	8 208 888,89	26 577 777,78	60 342 222,22

Figur 54 viser sammenhengen mellom antall celler per liter og klorofyllkonsentrasjonen. En kan tydelig se at det er en klar sammenheng mellom de. De to variablene følger hverandre, med unntak av 08. april der antall celler er mindre enn klorofyllet. Dette gjelder også for 18. april, samt prosjektets siste algeprøve som ble tatt 24. april. Det ble ikke tatt CTD måling av inokulatet (P 35). 12. april har høyere celle antall enn klorofyll, dette skiller seg ut fra resten av prøvene.



Figur 54: Antall celler per prøve i forhold til klorofyllkonsentrasjonen.

Figur 55 viser forholdet mellom antall celler per liter og klorofyllkonsentrasjonen. Trendlinjen viser en positiv korrelasjon mellom de to verdiene. Med andre ord, betyr dette at ved høye antall celler per liter er det en høy klorofyllkonsentrasjon i karet.



Figur 55: Korrelasjonsforhold mellom antallet celler per liter og mengden klorofyll.

Beregning av biomasse/L vann, ved filtrering av 1 L prøver

Tabell 11 viser resultatene hentet inn ved filtrering av 1 L vannprøver fra 7m³. Biomassen per L vann er beregnet ut fra tørrvekten til biomassen. Mengde tørr biomasse stiger jevnt fra 10. april til 18. april, før den synker litt den 19. april.

Tabell 11: Resultatet fra beregningen av biomasse/L. Prøver tatt i 7 m³-karet

Dato	Biomasse/L (g) (biomassens tørrvekt)	Glødetap (%)	Organisk askefri vekt/L (g)
10.04.18	0,0373	33,0	0,0123
16.04.18	0,0460	45,9	0,0211
17.04.18	0,0628	41,4	0,0260
18.04.18	0,0632	43,8	0,0277
19.04.18	0,0578	44,1	0,0255

Grad av høsting:

Før elektroforen 20. april var det 0,0817 g tørr biomasse per L vann. Etter elektroforen var gjennomført, var det kun 0,0460 g tørr biomasse per L igjen i vannet (tabell 12). Noe som resulterte i en nedgang i biomasse per L på 43,70 %. Glødetapet var også i likhet med vekten, høyere før elektroforen enn etter.

Tabell 12: Resultat fra beregning av biomasse/L før og etter elektroforen i 0,67 m³-karet.

Dato	Biomasse/L (g) - tørrvekt	Glødetap (%)	Organisk askefri vekt (g)
20.04.18 Før elektroforen	0,0817	37,3	0,0305
20.04.18 Etter elektroforen	0,0460	35,0	0,0161

Beregning av glødetap

Tabellen 13 viser glødetapet i prosent, samt de gjennomsnittlige verdiene brukt i de forskjellige stadiene i glødetapsekspérimentet.

Tabell 13: Gjennomsnittlige verdier for glødetapforsøket

Våtvekt (g)	Vannvekt (g)	Tørrvekt (g)	Askevekt (g)	Organisk askefri vekt (g)	Glødetap (%)
28,0630	26,3679	1,6951	1,1338	0,5613	32,93

Tabellen 14 viser resultatet fra glødetapsforsøket. Den 12. april var glødetapet svært høyt i forhold til resten som varierte mellom 39,8 % og 27,2 %. Det gjennomsnittlige glødetapet var på 32,9 %, noe som betyr at energiinnholdet i biomassens utgjør 32,9 % av tørrvekten.

Tabell 14: Prosentvis glødetap.

Dato for produksjon av biomasse	Glødetap (%)
12.04.18	39,8
13.04.18	32,2
14.04.18	37,2
15.04.18	34,4
16.04.18	35,5
17.04.18	34,7
18.04.18	27,0
19.04.18	27,9
20.04.18	27,2
ttlig glødetap:	32,9

Energi- og kostnadseffektivitet

Strømforsyningens effekt: $8,5 A \times 6 V = 51 W$

Strømforbruk ved en elektroforese: $51 W \times 0,66 t (40 min) = 33,66 Wt = 0,0336 kWt$

Strømforbruk ved en elektroforese i KJ: $51 W \times 2\,400 s (40 min) = 122\,400 J = 122,400 KJ$

Omregnet til Kcal: $0,239 kcal \times 122,4 KJ = 29,253 kcal$

Teoretisk produksjon dersom vi hadde drevet elektroforese i 7 m³-karet:

Ved å dividere den totale våtvekten av biomassen vi høstet på den gjennomsnittlige våtvekten, finner vi ut at den gjennomsnittlige våtvekten i diglene utgjør 1/144,7285 av den totale våtvekten til biomassen vi høstet i 0,67 m³-karet. Dersom vi multipliserer den gjennomsnittlige organiske askefrie vekten på 0,5613 g med 144,7285, viser det at den organiske askefrie vekten for hele

produksjonen av biomasse ville vært 81,2361 g, dersom vi hadde gjort glødetapsforsøk med alt vi høstet.

Multipliseres 81,2361 g med 10,4477612, får vi den teoretiske organiske askefrie vekten dersom vi hadde drevet elektroforese i karret med 7 m³ vann. Resultatet ville da blitt 848,7353 g organisk askefri vekt.

Vi tar utgangspunkt i at 1 g organisk askefri vekt tilsvarer 5 Kcal (Baumann *et al.*, 2017). Dette bruker vi til å finne ut hva kaloriinnholdet er i den teoretiske produksjonen, dersom vi hadde drevet elektroforese i 7 m³-karet. Da multipliseres 848,7353 med 5 og resultatet blir et energiinnhold på 4 243,6765 Kcal, eller 17 755,5425 KJ.

Faktisk produksjon og forbruk

Ved utregning av energiforbruket av de 17 elektroforeser ved 6 V og 8,5 A over en periode på 40 minutter tilsvarer dette 2080,7074 KJ. Dersom vi omregner den organiske askefrie vekten til hele høstingsresultatet til KJ, tilsvarer dette 1699,3245 KJ. Dette ga et energiunderskudd på 381,3829 KJ. Det vil si at for hver KJ energi vi høstet i form av biomasse, investerte vi 1,22 KJ i strøm.

Gjennom hele perioden gjødslet vi med totalt 532,4 g Superbra og 1113,2 ml Vannglass. Regner vi dette om til kostnader tilsvarer det en utgift på 116,5 kr for Superbaen og 2,78 kr Vannglassen. Den totale kostnaden forbundet med gjødsling blir da på 119,28 kr.

For å drive en elektroforese over 40 minutter ved 6 V og 8,5 A tilsvarer dette, en kostnad på 0,012 kr. Prisen er regnet ut ved bruk av den gjennomsnittlige strømprisen fra første kvartal av 2018 (SSB, 2018). Multipliserer vi dette med antall elektroforeser som ble gjennomført blir resultatet en total strømutfgift på 0,2 kr. Nettleie og avgifter er ikke regnet inn i prisen.

Diskusjon

Feilkilder

Generelle Feilkilder

Det kan underveis i prosjektet ha blitt gjort unøyaktige målinger, feil avlesninger eller andre menneskelige feil. Unøyaktigheter i utstyr, målenheter og dataprogram er heller ikke å utelukke.

Andre feilkilder

CTD-apparat

Det ble til tider gjort feilmålinger grunnet glemt plasthette på O₂-sensoren. Det kan også ha vært små luftbobler inne i salinitetssensoren ved enkelte hendelser. Dette bidrar til noe unøyaktige målinger til tider. Dybden CTD-apparatet ble holdt i var aldri helt nøyaktig eller konsekvent, noe som kan bidra til små variasjoner i målingene.

pH-elektrode

Måleren var i utgangspunktet kalibrert til 7,0 pH i en kalibreringsvæske med samme pH. Ved slutten av prosjektet viste pH-måleren 7,13 pH i samme væske. Dette medfører et svært beskjedent overestimat av pH-verdier mot slutten eksperimentet.

Gjødsling

Det varierte hvor fort vannglasset ble oppløst i karet. Mengden vann i blandingsflaskene varierte også noe. Dette kan igjen påvirke hvor fort det løser seg opp i hovedkaret. Dunkene vi brukte ble vasket med kaldt vann mellom hvert bruk, men stod uten oppsyn så kontaminering er heller ikke til å utelukke.

Vannbytte

Det var til tider vanskelig å måle nøyaktig vannstanden grunnet bølger i karet. Stedet i karet der vannstandsmålingene ble foretatt varierte også noe. Nedbør under eksperimentets varighet kan også ha påvirket vannstanden, men dog i liten grad. Dette er en minimal feilkilde siden denne feilen tilsvarer 1-2 cm av 100 cm altså 1-2 %.

Elektroforese

Elektroforesekaret ble fylt opp med ca. like mye vann hver gang, men ikke helt nøyaktig. Dette kan ha utgjort en forskjell på mengden våt biomasse vi fikk høstet fra karet. Dette medfører en feilmargin på rundt 1-2 %, så det har derfor ingen stor innvirkning på resultatet.

Oppsamlingsmetoden var heller ikke identisk hver gang, dette kan også ha påvirket mengden våt biomasse vi høstet i noen grad.

Filtrering og konsentrering

I begynnelsen av innhøstingsperioden, ble duken presset ved filtrering og med varierende mengde press. Dette vil ha en del å si for hvor mye hver enkelt prøve veide. Ferskvann ble brukt i begynnelsen av innhøstingsperioden for å skylle mikroalgen fra kantene på håven, dette vil trolig skade mikroalgene og kan ha påvirket resultatene. Tiden den våte biomassen lå til filtrering på filterduken gav stort utslag på våtvekten dens (tabell 9).

Endelig konsentreringsmetode

Variabler som hvor lenge den høstede biomassen lå på filterduken, mengden vann vi fyllte elektroforesekaret med og hvor godt vi samlet inn den flokkulerte biomassen fra overflaten, kan ha påvirket mengden mikroalger vi fikk høstet i den endelige konsentreringmetoden.

CTD i utvannet kar

Gildekassen vi tok målinger i ble fylt ved hjelp av bøtter. Det var her vanskelig å måle nøyaktig mengde vann, så blandingsforholdet mellom 100 m vann og vann fra karet kan ha variert. Dette kan være med på å gjøre målingene som ble gjennomført i det utvannede karet noe ukonsekvent. Denne feilkilden er liten, trolig et par prosent.

Beregning av glødetap, høstet biomasse og filtrert 1 liter vannprøve

Tørke- og glødetiden varierte litt fra prøve til prøve, dette kan ha en innvirkning på det endelige glødetapet, men trolig i liten grad. Den høstede biomassen kan inneholde en del salt, ettersom de er høstet fra sjøvann. Det er imidlertid ikke korrigert for saltinnhold i disse beregningene.

Beregning av mengden biomasse /L vann

Små variasjoner i tiden de våte filterne var ute i romtemperatur før de ble veid kan ha påvirket våtvekten deres. Det er heller ikke korrigert for saltinnhold i disse beregningene.

Produksjon og kostnadseffektivitet

Feilmålingen og unøyaktigheter under veiing og notering av vekten under de forskjellige forbrenningsstadiene til biomassen vil påvirke resultatene her.

Algetelling

Ved høye klorofyllverdier ble det vanskelig å telle mikroalgene siden de lå oppå hverandre. Alle prøvene lå ikke til sedimentering i 24 timer, det kunne variere med noen timer til eller fra.

Inokulering

Selv om karet ble grundig vasket før bruk kan det ha blitt liggende igjen små deler såpe i karet.

Samlet vurdering

Generelle unøyaktigheter, menneskelige feil og utstyr kan ha bidratt til små feilkilder. Vi prøvde gjennom hele prosjektet å minimere feilkildene i den grad vi kunne forutse og påvirke de. Vi vurderer mengden feilkilder som små og at de ikke har hatt konsekvenser av stor betydning for resultatene våre.

Inokulering

Årets våroppblomstring bestod hovedsakelig av *Thalassionema* sp., men også en god del *Chaetoceros* sp. I prøvene fra fjorden var det ved 0,5-2 m dyp mesteparten av mikroalgene befant seg. Dette kan forklares med at det er mer solinnstråling her enn ved 6-10 m dyp. Dette samsvarer med det de fant ut i fjorårets oppgave, der mesteparten av mikroalgene også befant seg ved 2 m dyp (Baumann *et al.*, 2017).

Fra tellingen av de forskjellige algeprøvene fra fjorden, før og etter inokulering er det et klart flertall av *Thalassionema* sp. etterfulgt av *Chaetoceros* sp. Kjedefene til *Thalassionema* sp. bestod i gjennomsnitt av 7 celler, mens *Chaetoceros* sp. hadde et gjennomsnitt på 8 celler per kjede. *S. costatum* ble ikke observert i prøvene fra fjorden, men i inokulatet ble det observert et fåtall av denne arten. Gjennomsnittet celler per kjede for denne arten var 4. Siden *Thalassionema* sp. og *Chaetoceros* sp. hadde større lengde, kan det være at håven som ble brukt har fanget opp flere av disse to mikroalgene.

Det var i utgangspunktet planen å filtrere vannet (fra 100 meters dyp) som karet ble fylt opp med, gjennom en håv med maskevidde på 250 μm for å hindre at dyreplankton skulle komme opp i karet. Denne planen ble skrinlagt på grunn av at håven ikke ville tålt det store trykket fra pumpen og den ville dermed revnet. Om det var dyreplankton som beitet på mikroalgene vet vi ikke. Dette ville hatt størst negativ effekt i starten, siden utvanning og fortykning gjør til at det blir mindre av de (T. Dale, personleg meddeleling, 2018).

Håven som ble brukt til å hente opp mikroalgene hadde en maskevidde på 25 μm . Den svært fine maskevidden gjør at ting lett kan tette hullene og skape en klogging av håven. Dette gjør at noe vann antakelig blir dyttet ut av håven og ikke blir filtrert. Beregningene av den filtrerte mengden vann som mikroalgene i inokulatet er hentet fra er antakeligvis et overestimat.

Kultivering

Gjødslingsregime

Gjennom hele eksperimentet prøvde vi å gjødsle for optimal vekst, men samtidig kostnadseffektivt. Overproposjonering av antall gjødslingsdoser vil være en unødvendig kostnad, men den kan også gjøre at kulturen kollapser (T. Dale, personlig meddling, 2018).

Vannglass

Vannglass er ikke like vannløselig som Superba og skal derfor “skytes inn” i vannmassene for å sikre at det løser seg opp og fordeles utover (personlig kommunikasjon, Andreas Haavik i BIM Norway AS, 2016). Teknikkene som ble brukt for “innskyting” av vannglass varierte gjennom eksperimentet. I begynnelsen av eksperimentet var teknikken at vannglass-dosene ble helt ned i karet samtidig som det ble rørt kraftig med en oppvaskkost. Denne teknikken utviklet etterhvert til at det ble rørt med en kraftig pinne, ettersom antallet doser økte. Mot slutten av eksperimentet, da antall doser var oppe i 30, ble dosene nærmest kastet inn i karet med stor kraft. Gjennom hele eksperimentet så vi en tilsynelatende forsinket vekst der klorofyllkonsentrasjonen økte 2-4 døgn etter at antallet gjødslingsdoser ble økt (figur 46). I en diskusjon med Torbjørn Dale, funderte vi på om grunnen til dette kunne være at vannglasset ikke løste seg fullstendig opp i vannet før etter 2-4 døgn med sirkulering i karet.

Oksygen

På grafen for oksygen (figur 38) varierer verdiene mye, med noen markante økninger og nedganger. Økningen i begynnelsen skyldes at sjøvannet i karet kommer fra 100-m dyp, da dette sjøvannet er oksygenfattig (Kaufmann, 2014). Når vi da tilfører oksygen ved hjelp av diffusor i bunnen av karet stiger verdiene. Av grafen ser man at oksygenverdiene synker ved vannbytter (figur 38). Årsaken til dette er at 100-meters vannet er som nevnt tidligere fattig på oksygen. Dette samsvar med resultatene til Baumann *et al.*, 2017 og Bjørndal *et al.*, 2016, hvor oksygenivået også synker ved vannbytter.

Ved lagring av CTD-apparatet ble det lagt en fuktig skumgummi kloss i oksygenmåleren, dette var for at oksygenmåleren skulle holde seg fuktig.

Ved vannbytte 28. mars var nedgangen i oksygen stor (figur 38), vi tror det kan ha vært denne klossen ble liggende i oksygenmåleren denne dagen. De mindre økningen i oksygen skyldes at oksygen blir produsert under fotosyntesen.

pH

pH-verdiene har hatt en jevn økning under eksperimentet, med ingen verdier som skiller seg veldig ut (figur 39). Dette tilsier at det har foregått en økende fotosyntese i mikroalgekulturen. De høye pH-verdiene mot slutten viser et stort forbruk av CO₂ på grunn av fotosyntese. I vann fra 100 m dyp er pH-verdiene lave på grunn av respirasjon og dermed ingen fotosyntese. Når pH-verdien overskrider 9 vil vekstraten synke (Taraldsvik & Myklestad, 1999). Resultatene til Baumann., *et al* 2017 viser at pH-verdiene deres var mer ustabile enn våre. Der deres verdier går opp og ned, hadde vi en jevn økning i pH-verdi. 22. april var dagen med høyest klorofyllkonsentrasjon, dette var også dagen hvor det var høyest pH-verdi. Det kommer frem av Þórðarson (2010) at fotosyntesen opphører ved pH mellom 9,1 og 9,8 avhengig av alkalinitet, dette er riktignok beskrevet i en artikkel om *Egeria densa* (en type sjøgress). Basert på denne kunnskapen kan det se ut som kulturen nådde sitt maksimale 22. april siden pH-verdien denne dagen låg på 9,25.

Etter eksperimentet ble avviklet, testet veileder Torbjørn Dale pH-elektroden i en kalibreringsvæske som har en pH-verdi på 7,00. I denne væsken viste måleren en pH-verdi på 7,13. Det vil si at gjennom eksperimentets varighet ble pH-måleren mer og mer forskjøvet. Det betyr at de siste målingene er overestimert inntil 0,13.

Salinitet

Ved inokulering kom mikroalgene fra et miljø der salinitetsverdien lå mellom 30 ‰ - 31 ‰, for deretter å bli introdusert til karetets miljø. I 100-metersvannet som karet ble fylt med, lå saliniteten på ca. 34 ‰ - 34,5 ‰. Dette kan ha gitt mikroalgekulturen et mindre sjokk som kan resultere i en hemmelse av vekst. Vi tenkte derfor at dette kunne være med på å forklare den trege veksten i perioden før gjødsling, men García *et al.*, (2012) viste at den differansen i saltholdighet vi utsatte kulturen for, ikke er betydelig for veksten.

På figur 40 som viser saliniteten i karet, kan man se at den holder seg nokså stabil i starten av eksperimentet med unntak av en feilmåling. De dagene det var kraftig nedbør steg vannstanden i karet noen millimeter. Nedbør er ferskvann, men det er ikke nok til å skape drastiske endringer i saliniteten. Når vi begynte å tilsette næringssalter er det tydelig at salinitetsverdiene begynner å variere mer (figur 40). Dette skyldes sannsynligvis de store mengdene ferskvann som ble tilsatt under gjødsling.

Siste vannbytte ble gjort 14. april. Etter dette ble det ikke tilsatt mer saltvann i karet. Det ble derimot etter dette tilsatt 198 doser vannglass og 198 doser Superba denne perioden, som tilsvarer 398 liter ferskvann. 398 liter utgjør 5,69 % av karet som var på 7000 liter, nedgangen i salinitet fra 34,25 ‰ - 32,30 ‰ er også på 5,69 %. Dette vil si at nedgangen i salinitet i slutten av eksperimentet som man ser på grafen (figur 40) er en konsekvens av tilsetting av ferskvann. Målingene har stort sett holdt seg stabile mellom 34 ‰ og 34,5 ‰, noe som stemmer godt overens med resultat fra Bjørndal *et al.* 2016, der de hadde en salinitet på ca. 34,5 ‰. Baumann, *et al* 2017 sine salinitetsmålinger før 08. april ser ut til å være litt lavere enn de vi og Bjørndal, *et al* 2016 hadde, men etter dette ligger de også på rundt 34 ‰.

Salinitetsverdiene nådde en topp fra 2.-4. april. Vi har ikke kommet frem til den eksakte årsaken til dette. Vi har derimot en teori om at den kan ha vært en høyere fordampning disse dagene og at dette forårsaket de relativt høye verdiene.

Temperatur

Temperaturen underveis i eksperimentet har variert fra et minimum på -0,1 °C til et maksimum på 12 °C (figur 37). Den lave temperaturen i starten har trolig vært med på å forårsake den trege veksten, mens høyere temperatur mot slutten av eksperimentet trolig har bidratt for en god vekst. I en artikkel som tar for seg blant annet vekst i forhold til temperatur, kommer det frem at *S. costatum* vokser best ved høyere temperaturer (Yoder, 1979).

Klorofyll, algeoppblomstring og vekstrater

Som man kan se på figur 43 er det ikke en dobling hver dag, slik vi hadde forventet. Dette kan skyldes mangel på næring, den trege oppløsningen av vannglass, beiting av dyreplankton eller at det har vært bakterier i kulturen som har konsumert mesteparten av næringssaltene (PO_4 , NO_3) vi tilsatte.

Det ble gjennomført CTD-måling 05. april. Denne viste at etter to dager med tilsetning av næringssalter hadde klorofyllkonsentrasjonen sunket fra 12,80 $\mu\text{g/l}$ den 04. april, til 10,84 $\mu\text{g/l}$ den 05. april. Ettersom vi hadde tilsatt næringssalter dagen før, hadde vi regnet med en dobling av konsentrasjonen. Grunnen til at vi ikke fikk den ønskede doblingen, kan ha vært bakterier i kulturen. Om det er bakterier til stede i karet vil det bli en konkurranse om næringssaltene mellom algene og bakteriene. Bakteriene er raskere enn algene til å konsumere næringsstoffene (Bratbak og Thingstad, 1985). Bakteriene lever også på sukkerstoff som mikroalgene skiller ut når de får lite lys eller for liten tilgang på næringssalter. Bakteriene vil derfor aldri kunne utkonkurrere mikroalgene fullstendig, siden de også trenger dem for å overleve (Bratbak og Thingstad, 1985). Dette kan være en mulig forklaring på hvorfor vi ikke fikk den ønskede doblingen av mikroalger.

Det tok lang tid før vi fikk en økt algeoppblomstring (figur 43), noe som blant annet skyldes den lave temperaturen i starten av eksperimentet som tvang oss til å utføre vannbytter. Det kan også skyldes miljøforandringen vi utsatte mikroalgekulturen for. Mikroalgene kom fra 0,5-10 m dyp og vannet i tanken var fra 100 m dyp. Forskjellen i næringsstoffer mellom de to miljøene er stor, men oksygenivået og pH-verdien er også annerledes. Mikroalgene kom fra et miljø der oksygenet hadde en metningsprosent på omtrent 90 % til et miljø hvor oksygenet var omtrent 80 % (figur 32 og figur 38). Dette kan muligens ha gitt kulturen et sjokk som har medført den trege utviklingen. Påvirkningen temperaturen har på mikroalgekulturen har trolig ikke bare vært negativ. I siste del av eksperimentet, kan det være at temperaturutviklingen kombinert med gjødslingen har sørget for god vekst (Yoder, 1979).

Første oppblomstringen kom et sted mellom 29. mars og 01. april, grunnet en rekke feilmålinger med CTD-apparatet, fikk vi ikke målinger som sier eksakt hvilken dag oppblomstringen begynte.

Gjødslingen begynte 03. april og vi kunne allerede dagen etter se en vekst. Dette tyder på at det var akkurat dette mikroalgekulturen trengte. Målingene fra 18. april kan være litt feil, grunnet at målingene ble tatt i et utvannet kar. Det ble etter beste evne målt opp hvor mye sjøvann og vann fra hovedkaret som ble brukt, noe som førte til at blandingsforholdet sannsynligvis varierte litt. Dette måtte gjøres siden CTD-apparatet ikke kan måle klorofyllkonsentrasjoner høyere enn 73 $\mu\text{g/l}$.

Fra 18. april til 20. april stabiliserte klorofyllkonsentrasjonen seg rundt 130 $\mu\text{g/l}$ og vi tenkte at kulturen hadde nådd sin maksimale høyde. Derfor valgte vi å øke antallet gjødslingsdroser drastisk de neste dagene. Dette førte til at kulturen gikk opp til 272,6 $\mu\text{g/l}$ 22. april. Dette var den høyeste klorofyllkonsentrasjonen mikroalgekulturen oppnådde. Den siste dagen vi gjødslet mikroalgekulturen var 23. april, men fra 24. til 25. april økte klorofyllkonsentrasjonen uten at det var tilsatt gjødsling. Den forsinkede veksten kan være den tidligere diskuterte trege oppløsningen av vannglass. Prosjektet ble avviklet 25. April ved en klorofyllkonsentrasjon på 207,32 $\mu\text{g/l}$.

Vekstratene er beregnet for de datoene med lav klorofyllkonsentrasjon ved startdato (tabell 7). Den største vekstraten var 15.-16. april under gjødslingsperioden. Her steg klorofyllkonsentrasjonen fra 17,91 $\mu\text{g/l}$ til 66,32 $\mu\text{g/l}$, som tilsvarer en vekstrate (SGR) på 1,309 og en doblingsrate på 0,530 dager per deling. Et sprang fra 17,91 $\mu\text{g/l}$ til 66,32 $\mu\text{g/l}$ er enormt og vi syntes dette var mye, men basert på en artikkel av Sakshaug & Andersen (1986) kommer det frem at den maksimale vekstraten for *S. costatum* er på 2,5 doblinger per dag.

De dagene klorofyllkonsentrasjonen er høy er vekstratene lave, dette kan imidlertid skyldes at kulturen er så tett at den skygger for seg selv, samt for høy pH som reduserer mengden CO_2 . Dette medfører at det ikke blir like god solinnstråling og lystilgang for alle mikroalgene, noe som fører til mindre vekst. En grumsete kultur vil også inneholde mer uønskede partikler og bakterier som konkurrerer med mikroalgene om næringsstoffene. Det ser ut til å være en gjenganger i både Baumann *et al.*, 2017, Bjørndal *et al.*, 2016 og vår oppgave, at vekstratene er lave ved tette kulturer.

Turbiditet

Turbiditetsverdiene gjenspeiler klorofyllverdiene nokså godt (figur 43 og 44), med unntak av en feilmåling i midten av prosjektet. Det er også en klar korrelasjon mellom de (figur 45). Denne høye verdien skyldes enten at en større partikkel fløt forbi sensoren eller at sensoren har blitt dårlig rengjort, som kan medføre at det ligger en partikkel på sensoren. De siste dagene jevner turbiditetsverdiene seg ut i overkant av 12 FTU (figur 44), dette er fordi måleområdet til turbiditetssensoren var innstilt på 0-12,5 FTU.

Etter vannbytter synker verdiene (figur 44), dette er fordi vannet fra 100-meters dyp er langt mindre grumsete enn det som er i hovedkaret. Det samme kan observeres i turbiditetsverdiene i oppgaven til Baumann *et al.*, 2017. Regelmessige vannbytter er nødvendig for at konsentrasjonen av partikler ikke skal bli for høy. Døde mikroalger fører også til større turbiditetsverdier, i tillegg til å være god næring for bakteriene. Regelmessige vannbytter er også viktig for å sikre at vannet ikke blir for grumsete, da dette reduserer tilgangen på lys.

Karbondioksid og lys

Kontrollering av mengde luft som blir tilført karet kan være et forslag til mulig forbedring av kultiveringsprosessen. Dette kan bidra til å redusere strømforbruket, med også gi bedre kontroll på pH-nivået, som nevnt i Bjørndal *et al.*, 2016. Dette ble imidlertid ikke gjort i dette prosjektet.

Ved større algekonsentrasjoner kan begrensning i tilgang på karbondioksid hindre ytterligere algevekst (T. Dale, personlig meddling, 2018). Tilførsel av CO₂ vil derfor øke algekonsentrasjonen (T. Dale, personlig meddling, 2018). Det er også vist at ved tilsetning av røykgass fra fossile kraftverk, som vanligvis inneholder 10 til 20 % CO₂ kombinert med nitrogen og svoveloksider, gir en 30 % høyere biomasse, enn ved samme tilført mengde ren CO₂ (Sayre, 2010). Vi hadde imidlertid ikke denne muligheten i dette prosjektet.

Sakshaug & Andresen (1986) undersøkte hvilken betydning mengden lys og lengden på dagen har på vekstratene til en algekultur med *S. costatum*. Vekstraten til mikroalgekulturen deres økte konstant til den nådde et toppunkt ved en lysmengde på ca. 500 I ($\mu\text{E m}^{-2}$). Etter dette toppunktet, sank derimot vekstraten drastisk ved enda høyere lysmengder.

Overdrevne lysmengder kan forårsake lysinhibering og dermed hemme mikroalgekulturens vekst. De viste også at antall dagtimer har en betydelig positiv effekt for vekstraten til mikroalgekulturen. Resultatene til Sakshaug & Andresen (1986) samsvarer ikke med våre egne resultater når det kommer til lysets påvirkning på vekstratene algekulturen (figur 47).

Som man ser av figur 47, har de daglige lysforholdene under eksperimentet vært varierende. Før gjødsling, var det en gjennomsnittlig globalstråling $9,74 \text{ (MJ/m}^2\text{/døgn)}$ og $10,5$ under gjødslingsperioden.

Den første oppblomstringen kom i perioden 29. mars til 01. april, denne perioden var det også store mengder solinnstråling (figur 47). 06. april til 08. april var det lite innstråling, men klorofyllkonsentrasjonen stiger fortsatt (figur 47). Dette tilsier at det i hovedsak er gjødslingen som har sørget for vekst her, og ikke lysforholdene. Den 15. april er klorofyllkonsentrasjonen lav grunnet vannbytte dagen før og frem til 18. april har klorofyllkonsentrasjonen økt jevnlig. I denne perioden var det også en del solinnstråling (figur 47). Fra 22. april, som var dagen med høyest klorofyllkonsentrasjon og frem til 23. april synker verdiene drastisk (figur 47). Dette er trolig en kombinasjon av lite innstråling, selv-skygging grunnet en tett mikroalgekultur og mangel på næringssalter. Det er vanskelig å trekke en konklusjon om at lysforholdene sørger for bedre vekst ut fra figur 47, men vi vet at fotosyntesen krever lys og at økt fotosyntese representerer en økt vekst av mikroalgekulturen. I vårt tilfelle ser vi at den gjennomsnittlige økningen i globalstråling ($\text{MJ/m}^2\text{/døgn}$) ikke er betydelig høyere etter enn før gjødsling. Det betyr at den høye veksten hovedsakelig skyldes gjødsling og ikke lysforhold.

Vannbytte

Under kuldeperioden i begynnelsen av eksperimentet ble vannbytter hovedsakelig utført grunnet lave temperaturer i karet og fare for frost. De to siste vannbyttene ble utført da temperaturen var $4,2 \text{ }^\circ\text{C}$ den 09. april og $12 \text{ }^\circ\text{C}$ den 14. April. Temperaturen var ikke grunnen til disse vannbyttene, men heller tilførsel av næringssalter fra 100-metersvannet og fare for kollaps. Vannbytter er også viktig for å redusert grums, redusere mengden uønskede partikler og få bedre solinnstråling til mikroalgene i karet.

Algetelling

Prøver fra 0,5 - 10 meters dyp og inokulatet

I resultatene kan man se av figur 35 at ved prøvene fra de forskjellige dypene i fjorden fant vi ingen *S. costatum* og et fåtall av *Thalassiosira* sp. I prøven fra inokulatet fant vi derimot et fåtall av *S. costatum*, men ingen *Thalassiosira* sp. Dette er merkelig siden inokulatet er hentet fra nettopp disse dypene, bare langt mer konsentrert. Grunnen til dette resultatet er trolig at vi kun telte 9 mm² av 500 mm² fra prøvene av de forskjellige dypene. Inokulatet var så konsentrert at vi bare telte 4,5 mm² av 500 mm², og denne prøven var i tillegg utvannet. Det har trolig vært både *S. costatum* og *Thalassiosira* sp. i inokulatet og mesteparten av prøvene fra de forskjellige dypene. Vi har enten oversett de under telling eller at de ikke var på den lille biten av bunnplaten vi telte.

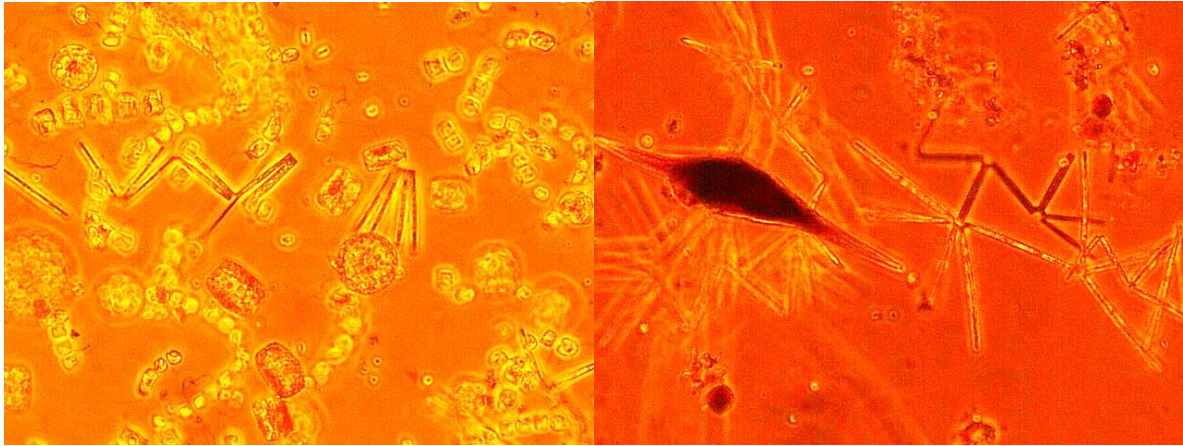
Sjekk av mikroalgekulturen

05. april tok Torbjørn Dale en nærmere titt på mikroalgekulturen. Han la da merke til at det ikke var *S. costatum* algen som var på gang, men noen andre kiselalger. Det var en rekke mikroalger til stede, men de mest dominerende var *Thalassionema* sp. og *Chaetoceros* sp. Når vi senere begynte å se på vannprøvene fra karet under mikroskopet la vi merke til at der var *S. costatum* tilstede. Da vi telte vannprøven av inokulatet fant vi et fåtall av *S. costatum*. Dette betyr at det var lite *S. costatum* i årets våroppblomstring.

Prøver fra karet

Feilvurdering av levende/døde mikroalger og mengden celler kan ha gjort tellingen noe unøyaktig, men i liten grad. Telling av de første prøvene fra fjorden ble gjennomført uten problemer, da det ikke var så tett konsentrasjon av mikroalger. Dette gjorde det lett å skille de ulike individene. Prøvene fra karet var noe verre, en årsak til dette er sirkulasjonen i karet som førte til at mange av de lange kjedene sannsynligvis knakk. Dette førte til at det ikke alltid var like lett å skille eller identifisere mikroalgene. I disse tilfellene valgte vi derfor å ikke telle mikroalgene vi var usikre på. Dette kan ha ført til at celle antallet vi har kommet fram til er noe mindre enn det reelle tallet, dette er trolig den største feilkilden under algetellingsprosessen.

(figur 56)



Figur 56: Større mengder alger under mikroskopet. (x20 objektiv) venstre bilde: 10 april, prøve: skjer 5
høyre bilde: 12. Mars, prøve: 6 m.

Etterhvert som klorofyll konsentrasjonen steg i karet kunne vi tydelig se på prøvene at celleantallet gjorde det samme. Dette medførte at mange av mikroalgene lå oppå hverandre, noe som gjorde det vanskelig å telle de nøyaktig. Vi valgte derfor å fortynne prøvene, noe som medfører at antallet mikroalger vi har kommet frem til ikke er helt nøyaktig. Det har påvirket resultatet noe, men svært lite ettersom dette ikke skjedde så ofte. De siste prøvene var utvannet og vi talte bare halve stripen på bunnplaten. Arealet som ble telt var som regel 9 mm^3 av 500 mm^3 . Når vi da valgte å bare telle $4,5 \text{ mm}^3$ av det totale arealet av bunnplaten kan dette også ha medført en liten feilmargin i tellings prosessen. Telling av 9 mm^3 tilsvarer omtrent 2 % av hele bunnplaten, mens telling av $4,5 \text{ mm}^3$ tilsvarer i underkant av 1 % av bunnplaten. Samtlige prøver som ble vannet ut, ble sedimentert i et kammer på 10 ml og ikke 50 ml. Noe som medførte at vi måtte multiplisere antall celler med 5 for de prøvene som var blandet.

Av figur 55 kan man se at det er korrelasjon mellom celleantallet og klorofyllkonsentrasjonen. Vannprøve fra 12. mars (P 35) er inokulatet, denne har vi ikke noe CTD måling av, så dette er grunnen til at det ikke er noen klorofyllverdi ved det punktet. De stedene på grafen man ser at celleantallet er vesentlig lavere enn klorofyllkonsentrasjonen, skyldes trolig at vannprøven ble tatt rett før celledeling (figur 54). Før cellene deler seg vil klorofyllmengden per celle være høyt, og når da delingen skjer vil antall celler øke drastisk, mens klorofyllet ikke vil få samme dramatiske økning (T. Dale, personlig meddeling, 2018). Vannprøven fra 12. april skiller seg ut fra resten av prøvene.

Som man kan på figur 54 er dette den eneste prøven hvor antall celler per liter er høyere enn klorofyllet. Dette skyldes trolig at vannprøven ble tatt kort tid etter celledelingen har skjedd.

I begynnelsen av eksperimentet bestod kulturen for det meste av *Thalassionema* sp. og *Chaetoceros* sp. (tabell 10). Etterhvert som konsentrasjonen av mikroalger steg, kom det også flere mikroalger. Omtrent halvveis inne i eksperimentet begynte det å blomstre med både *Thalassiosira* sp. og *S. costatum*. I den siste prøven kan man se at *S. costatum* er den mest dominerende mikroalgen. Dette motsier det vi trodde om at vår behandling av kulturen favoriserte *Thalassionema* sp. og *Chaetoceros* sp. Vi har funnet en god korrelasjon mellom alge konsentrasjonen og klorofyll konsentrasjonen. Høyest celletall var rundt 191 millioner, som vi sammenlignet med en artikkel fra García *et al.*, (2012) der de hadde et celleantall på rundt 430 millioner. Dette tilsier at tallene vi har kommet frem til under algetellingen stemmer nokså bra. I fjorårets oppgave (Baumann *et al.*, 2017) klarte de å isolere *S. costatum*. Grunnen til at vi ikke klarte det samme er trolig at oppblomstringen av arten var svak da vi tok prøver til inokulat. Ut fra antall celler *S. costatum* det er i de siste prøvene kunne vi kanskje klart det samme dersom eksperimentet hadde gått over litt lenger tid.

Sedimentering

Sedimenteringen av algeprøvene varte ikke alltid i 24 timer. Noen dager ble prosessen noen timer kortere, mens andre dager ble den noen timer lengre. Sannsynligvis er dette en liten feilkilde siden kiselalger ofte er relativt tunge og synker dermed raskt (T. Dale, personlig meddeling, 2018).

Konsentrering av algebiomasse

Filtrering og høstning

I begynnelsen av innhøstingsperioden var filtreringsmetoden under utvikling, da vi regelmessig prøvde ulike metoder. En av metodene var å forsøke å klemme filterduken for å presse ut vann som ikke allerede hadde rent ut. Problemet i denne sammenhengen var at denne klemmingen ble gjort med ulik styrke og varierende lengde. Dette kan ha bidratt til at vanninnholdet og oljeinnholdet i den våte biomassen varierte. I de første forsøkene på ulike filtreringsmetoder ble det også brukt ferskvann til å skylle ut resterende biomasse fra oppsamlingshåven.

Dette ferskvannet kan påvirke mikroalgenes oppbygning slik at celleveggen sprekker og innholdet renner ut (T. Dale, personlig meddelelse, 2018). Det ble derfor brukt sjøvann fra 100-meters dyp til skylling av håven i den endelige konsentreringsmetoden.

Det var ikke alltid biomassen lå like lenge på filterduken, noe som gjorde at noen av prøvene inneholdt betydelig mer væske enn andre. Vi byttet fra en bøtte til to bøtter og deretter til en Gildekasse underveis i forsøket. Dette kan ha gitt ulik effektivitet på filtreringen.

Elektroforese

Det ble totalt gjennomført tre forsøk av de ulike aspektene ved elektroforesen før vi kom frem til den endelige konsentreringsmetoden

Første test av elektroforesen – 10. april

Det var noe usikkerhet om hvordan elektroforesen ville fungere, ettersom strømforsyningen vi brukte var en annen enn den som ble brukt under prosjektet i Baumann *et al.*, 2017. Etter kort tid kunne vi se hydrogen- og oksygenbobler stige mot overflaten, etterfulgt av et brunt belegg som la seg langt overflaten. Testen var suksessfull, men det var fortsatt noen finpussinger som skulle til før vi kom frem til den endelige konsentreringsmetoden.

Test av hvilke 10-minutters-intervall som ga høyest flokkulering av biomasse – 11. april

At elektroforesen skulle bruke litt tid for å nå maksimal flokkulering var ingen overraskelse. Det var heller ingen overraskelse at flokkuleringen raskt skulle avta etter toppunktet. Det var også under denne testen at den endelige metoden for å samle mikroalgene ved overflaten først ble brukt.

Test av effektiviteten til de ulike voltstyrkene på elektroforesens flokkulering – 12. april

Det var under denne testen at vi møtte på problematikken ved at reset-knappen til strømforsyningen spratt ut. Dette var trolig på grunn av overoppheting ettersom man kunne kjenne at strømforsyningen ble betydelig varmere ved 8 og 10 V, enn ved 2, 4 og 6 V. Det var i utgangspunktet planen å prøve elektroforese ved 12 V, men det ble skrinlagt ettersom strømforsyningen så vidt klarte 5 minutter ved 8 V.

Endelig konsentreringsmetode av høstet biomasse

Metoden vi brukte før dette innebar å legge filterduken over et bord, for så å skrape biomassen ned i en beholder. Dette førte til noe svinn av biomasse som rant ned på gulvet og utover bordet. Den endelige konsentreringsmetoden med filterduk over Gildekassen, viste seg å være langt mer effektiv enn de metodene vi hadde brukt tidligere i eksperimentet. Spesielt med tanke på måten biomassen ble hentet opp fra filterduken på, da denne metoden nesten ikke ga noe svinn.

Vi gjorde en test av motstanden i elektroforesekaret den 19. april, ved en klorofyll konsentrasjon på 131,72 $\mu\text{g/l}$. Motstanden var på 2,71 Ohm denne dagen. I ettertid tenker vi at det kunne vært interessant å undersøke hvordan motstanden under elektroforesen endret seg i forhold til klorofyll konsentrasjonen. Da vi kom på denne ideen var prosjektet allerede avvirket. Vi tror uansett at klorofyll konsentrasjonen vil ha noe å si for hvor mye motstand det er i karet.

Beregning av produksjon

Beregning av den høstede biomassens saltinnhold

Saltvekten er ikke tatt med i disse beregningene, ettersom de utgjør en svært liten del av våtvekten og tørrvekten til biomassen. Dette kan derimot være interessant for senere undersøkelser å se hvilken innvirkning det har på våtvekten, tørrvekten og glødetapet.

Grunnet den høstede biomassens saltinnhold, men manglende korrigering, er glødetapsprosenten i disse beregningene et underestimat. Mikroalge-celler inneholder mye vann, derfor er vannvekten regnet ut ved tørking trolig et overestimat (T. Dale, personlig meddelelse, 2018). Dette gjør at saltvekten eventuelt vil være overestimert også, ettersom den blir regnet ut fra vannvekten.

Beregning av biomasse/L vann fra algeproduksjonen i 7 m³-karet

Ved hjelp av vakuumpumpen ble vannet dratt gjennom filteret og etterlot seg en relativt tørr biomasse i våtveksstadiet, i forhold til biomassen i diglene i våtveksstadiet. Undertrykket vi skapte ved hjelp av vakuumpumpen da vi skulle filtrere 1 liters-vannprøvene, kan ha vært for høyt. Taraldsvik & Myklestad, 1999 filtrerte vannprøver med et undertrykk på < 100 mmHg (mindre enn 100 mm kvikksølv), noe som antakelig er langt mindre enn undertrykket vi filtrerte ved. Et for stort undertrykk ved filtrering kan føre til skade cellene og bidra til tap av celleinnhold (Taraldsvik & Myklestad, 1999). Det kan hende at noe slikt har skjedd under filtreringen vår, noe som kan ha påvirket resultatene av beregningene av biomasse/L vann.

Beregning av glødetap i digler

Glødetapsresultatet fra biomassen som ble høstet den 11. april viste et glødetap på 48,4 %, noe som er betydelig høyere enn de andre. Dette har vi imidlertid ingen forklaring på, annet enn at det kan ha vært en feilmåling. Resultatet fra denne dagen er derfor ikke regnet med i de gjennomsnittlige glødetapsverdiene som finnes i kapittelet Resultater.

Under eksperimentet om grad av høsting klarte vi bare å hente ut 43,70 % av biomassen i elektroforesekaret. Dette er omtrent halvparten av hva Baumann *et al.*, 2017 klarte å hente ut.

Differansen i effektivitet kan skyldes at de målte den med CTD-apparatet, mens vi målte det ved hjelp av filtrering av 1 L vannprøver fra 0,67 m³-karet før og etter elektroforese. I tillegg testet Baumann *et al.*, 2017 denne effektiviteten, ved en betydelig lavere klorofyllkonsentrasjon enn det vi gjorde.

Utbytte og kostnadseffektivitet

Elektroforese: energiinnhold, strøm og kostnader

Vi regnet ut mengden og prisen på strømmen vi brukte under én elektroforese. Den gjennomsnittlige prisen i første kvartal av 2018, var ifølge SSB på 36 øre/kWh. (SSB, 2018). Det er denne strømprisen vi har tatt utgangspunkt i.

Forbruk ved én elektroforese på 40 minutter ved 6 V og 8,5 A:

$$51 \text{ W} \times 0,66 \text{ t} = 33,66 \text{ Wh} = 0,0336 \text{ kWh}$$

$$0,0336 \text{ kWh} \times 36 \text{ øre} = 1,2 \text{ øre} = 0,012 \text{ kr}$$

Felleskjøpet selger Superba til en kilopris på 219 kr, per 14. mai (Anon., 2018d). Denne prisen gjelder dersom man kjøper individuelle 1 kg bokser. Kiloprisen vil bli vesentlige mindre dersom man kjøper større kvantum. Det er kiloprisen på 219 kr vi har tatt utgangspunkt i under beregningene av kostnadene knyttet til dette prosjektet.

BIM Norway AS selger Vannglass til 2,5 kr/L dersom man kjøper 1000 L. Den faktiske literprisen vil variere med hvor stort kvantum man kjøper og hvor langt den skal fraktes. Det var derfor vanskelig å regne ut eksakt hvor mye vannglassbeholderen vi hadde kostet. Derfor tok vi utgangspunkt i literprisen per 1000 L i beregningene våre. Literprisen vil antakelig være langt høyere for vårt prosjekt, ettersom den beholderen som ble kjøpt inn i 2016 rommer 7 L.

Energiforbruket forbundet med produksjon og transport av Superba og Vannglass er derimot ikke tatt høyde for i beregningene.

Teoretisk produksjon i 7 m³-karet

I beregningene av den teoretiske produksjonen vi ville hatt dersom vi hadde gjennomført elektroforese i 7 m³-karet, ble det brukt samme metode som den presentert i Baumann *et al.*, 2017. Resultatet fra disse beregningene viste at vi kunne produsert 848,6681 g organisk askefritt materiale dersom vi hadde drevet alle elektroforesene i 7 m³-karet. Dette ville tilsvart et energiinnhold på 4243,3405 Kcal eller 17 754,1365 KJ. Vi støtte på litt forvirring rundt saltvektens betydning for disse beregningene, men konkluderte etterhvert å ikke inkludere korreksjon for saltinnhold.

Konklusjon

Det tok lengre tid enn forventet før kulturen begynte å blomstre. Til tross for dette klarte vi etterhvert å oppnå en høy konsentrasjon. Vi konkludere med at de viktigste faktorene som bidro til den høye klorofyllkonsentrasjonen var tilførsel av næring ved bruk av Superba, vannglass og vannbytter, samt temperaturen på slutten av eksperimentet.

Underveis i gjødslingsperioden så vi at økningen i klorofyllkonsentrasjon tilsynelatende økte 2-4 døgn etter økningen av gjødslingsdoser. Dette skyldes trolig at metoden som ble brukt til blanding og innskyting av vannglass ikke var god nok til at vannglasset umiddelbart oppløste seg i vannet.

Fra testene som ble utført ved de forskjellige tidsintervaller, var det intervallet 10-20 minutter som flokkulerte mest biomasse. Ved intervallet 30-40 minutter ble det hentet opp 69,36 % mindre biomasse enn ved intervallet 10-20 minutter. Dette gir en indikasjon på hvor lenge man skal drive elektroforesen under disse forholdene for å effektivt høste mest mulig biomasse. Det lønner seg derfor ikke å drive elektroforese lenger enn 40 minutter, da mengden biomasse igjen i vannet minker betydelig.

Ved test av de ulike voltstyrkene viste det seg at elektroforese ved 6 volt var langt mer effektivt enn ved 2 og 4 volt i løpet av 40 minutter. Det ble utvunnet 432,5 % mer biomasse ved 6 volt enn ved 2 volt. Vår endelige elektroforesemetode ble derfor ved 6 V og 8,5 A, med en varighet på 40 minutter. Dette tilsvarer en effekt på 51 W fra strømforsyningen. Den faktiske elektrisiteten som gikk gjennom karet var ikke mer enn 3,8 volt og 1,4 amper som tilsvarer 4,3 Watt. Dette tilsvarer en motstand i elektroforesekaret på 2,71 Ohm.

Filtreringsmetoden var en svært viktig del av høstningsprosessen. Arealet på filterduken og tiden biomassen ligger til filtrering fikk store utslag på biomassens våtvekt og tetthet. Forsøket om filtreringstid viste at tilsynelatende lik mengde biomasse veide 51,65 % mindre ved filtrering i 60 minutter enn ved filtrering i 10 minutter.

Energien investert i alle de gjennomførte elektroforesene, satt opp mot energiinnholdet i den høstede biomassen ga et energiunderskudd på 381,3829 KJ. Vi klarte dermed ikke å gjennomføre en energieffektiv konsentrering av mikroalgekulturen, da vi investerte 1,22 KJ strøm for å produsere 1 KJ energi i form av biomasse. De totale kostnadene for den tilsatte gjødselen og strømforbruket ved elektroforesene er på 119,48 kr.

Vi mener at videre utbedring av teknikkene og metodene som ble brukt i dette eksperimentet muligens vil gi en økt effektivitet. Det kan være interessant å sjekke hvordan klorofyllkonsentrasjonen påvirker motstanden i vannet under elektroforesen. Som tidligere nevnt, vil en utvikling av metoden vannglass tilsettes mikroalgekulturen kunne bidra til en mer kontrollert vekst. Det vil også antakelig forekomme en mer stabil vekst dersom mikroalgekulturen hadde blitt gjødslet med jevne mellomrom og ikke med én stor dose én gang i døgnet. En videreutvikling av den endelige filtreringsmetoden beskrevet i denne oppgaven vil antakelig kunne bidra til en høstet biomasse med høyere tetthet og en mer effektiv filtrering.

Referanseliste

Aarnes, H., (2017). Fotosyntese. *Store norske leksikon*. Hentet 16.01.18, fra:

<https://snl.no/fotosyntese>

Al Hattab, M., Ghaly, A. & Hammouda, A., (2015). Microalgae harvesting methods for industrial production of biodiesel: Critical review and comparative analysis, 1-26. *Journal of Fundam Renewable Energy Application*, 5(2), 1-26. Hentet 06.03.18 fra:

<https://www.omicsonline.org/open-access/microalgae-harvesting-methods-for-industrial-production-of-biodieselscritical-review-and-comparative-analysis-2090-4541-1000154.pdf>

Anon. (1965). Method of raising seed in a simulated habitat. *Google patents*. Hentet 20.03.18,

fra: <https://patents.google.com/patent/US3196833>

Anon. (2016). Global oppvarming. *Ungenergi*. Hentet 16.01.18, fra: <http://ungenergi.no/miljo-klima-samfunn/miljo-klima/global-oppvarming/>

Anon. (2017). Parisavtalen. *Miljøstatus*. Hentet 16.01.18, fra:

<http://www.miljostatus.no/parisavtalen/>

Anon. (2018a). Fakta om biodrivstoff. *Miljødirektoratet*. Hentet 16.01.18, fra:

<http://www.miljodirektoratet.no/no/Nyheter/Nyheter/2017/Februar-2017/Fakta-om-biodrivstoff1/>

Anon. (2018b). Elektrisitetspriser. *Statistisk sentralbyrå*. Hentet den 10.05.18, fra:

<https://www.ssb.no/energi-og-industri/statistikker/elkraftpris/kvartal>

Anon. (2018c). Lysforhold ved Njøs. *NIBIO*. Hentet 09.05.18, fra

http://lmt.nibio.no/weatherstations/35/table?ignored_from_date=12.03.2018&from_date=2018-03-12&ignored_to_date=25.04.2018&to_date=2018-04-25&log_interval=3

Anon. (2018d). Superba gjødsel vannløselig 1 kg. *Felleskjøpet*. Hentet 14.05.18, fra: https://www.felleskjopet.no/butikk/hus-og-hage/jordforbedring/gjoedse/gjoedse-superba-vannloeselig--50267476/?gclid=EAiaIQobChMI0aG2o-42gIVyZiYCh3eIg0LEAAYASAAEgJojvD_BwE

Anon. (u.å a). CTD. *Ocean networks canada learning*. Hentet 01.03.18, fra: http://www.oceannetworks.ca/sites/default/files/pdf/learning/community_observatories/instrument_overview_CTD_19Aug2014.pdf

Anon. (u.å b). Algal growth phases including determination of the growth rate and population doubling time. *Australian National Algae Culture Collection*. Hentet 26.05.2018, fra: <http://www.marine.csiro.au/microalgae/methods/>

Baumann, A., Grinde, R., Havn, J. & Skogset, S., (2017). Produksjon og forsøk på kostnadseffektiv konsentrering av *Skeletonema costatum*. (Bacheloroppgave). *Høgskulen på Vestlandet*. Hentet 16.01.18, fra: https://brage.bibsys.no/xmlui/bitstream/handle/11250/2467513/Baumann_Grinde_Havn_Skogset.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Bjørndal, O., Eidsbråten, C. J. & Østby, A. F., (2016). Development of a method for cultivating and monitoring the growth of *Skeletonema costatum*. Based on the Wells-Glancy method. (Bachelor's thesis). *Høgskulen i Sogn og Fjordane*, 1-104. Hentet 22.03.18, fra: <https://brage.bibsys.no/xmlui/bitstream/handle/11250/2395896/Bj%c3%b8rndal%2c%20Eidsbr%c3%a5ten%2c%20%c3%98stby.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Bratbak G. & Thingstad T. F., (1985) Phytoplankton-bacteria interactions: an apparent paradox? Analysis of a model system with both competition and commensalism. *Marine ecology - progress series*. 8, 23-30 Hentet 11.04.2018, fra: <http://www.int-res.com/articles/meps/25/m025p023.pdf>

Coons, J. E., Kalb, D. M., Dale, T. & Marrone, B. L., (2014). Getting to low-cost algal biofuels: A monograph on conventional and cutting-edge harvesting and extraction technologies. *Algal Research* 6, 250-270. *Science Direct*. Hentet 06.03.18 fra: https://ac.els-cdn.com/S2211926414000678/1-s2.0-S2211926414000678-main.pdf?_tid=181e0999-e882-4a64-9ae1-ad0c1e806d8c&acdnat=1520508888_180c96d195c52b1f922a1a9e94b7c35b

Dannevig, P., (2009). Luft. *Store norske leksikon*. Hentet 02.05.2018 fra: <https://snl.no/luft>

Dassey, A. J. & Theegala, C. S., (2014). Reducing electrocoagulation harvesting costs for practical microalgal biodiesel production, *Environmental Technology*. 35(6), 691-697. Hentet 08.03.2018 fra:

<https://www.tandfonline.com/doi/pdf/10.1080/09593330.2013.842602?needAccess=true>

Edenhofer, O., Pichs-Madruga, R., Sokona, Y., Farahani, E., Kadner, S., Seyboth, K., & Kriemann, B., (2014). Contribution of Working Group III to the Fifth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change: *Mitigation of climate change*. 511-597. Hentet 16.01.18, fra: https://www.ipcc.ch/pdf/assessment-report/ar5/wg3/ipcc_wg3_ar5_frontmatter.pdf

Ekra, S. I. S., (2011). Lys fremtid med alger. *Forskning*. Hentet 16.01.18, fra:

<https://forskning.no/alternativ-energi-biologi-zoologi-bioteknologi-materialteknologi/2011/12/lys-framtid-med-alger>

García N., López-Elías J.A., Miranda A., Martínez-Porchas M., Huerta N. & García A., (2012). Effect of salinity on growth and chemical composition of the diatom *Thalassiosira weissflogii* at three culture phases. 40 (2), 435-440. *Latin American Journal of Aquatic Research; Valparaiso*.

Kaufmann, S., (2014). A 100 year hydrographical record of the Barsnesfjord, Western Norway and its environmental application. Bacheloroppgave: *Fachhochschule Bingen University of Applied Sciences*. S 53. Hentet 22.05.2018.

- Milledge J. J. & Heaven, S., (2012). A review of the harvesting of micro-algae for biofuel production, 12, 165-176. *Rev Environ Sci Biotechnol*. Hentet 08.03.18, fra: <https://link.springer.com/content/pdf/10.1007%2Fs11157-012-9301-z.pdf>
- Rueness, J., (2015). Brunalger. *Store norske leksikon*. Hentet 16.01.18, fra: <https://snl.no/brunalger>
- Sakshaug E. & Andresen K., (1986). Effect of light regime upon growth rate and chemical composition of a clone of *Skeletonema costatum* from the Trondheimsfjord, Norway. 8 (4), 616-637. *The Biological Station, University of Trondheim, The Museum*.
- Sandquist, J., (u.å). Biodrivstoff. *Sintef*. Hentet 16.01.18 fra: <https://www.sintef.no/biodrivstoff/>
- Sayre, R., (2010); Microalgae: The Potential for Carbon Capture s. 722–727. *BioScience*. 60 (9), 722-727 Hentet 14.05.2018, fra: <https://academic.oup.com/bioscience/article/60/9/722/238034>
- Taraldsvik M. & Myklestad S., (1999). The effect of pH on growth rate, biochemical composition and extracellular carbohydrate production of the marine diatom *Skeletonema Costatum*. 35, 189-194. *Norwegian University of Science and Technology, Department of Biotechnology*.
- Thronsen, J. & Egeland, E. S., (2017). Alger. *Store norske leksikon*. Hentet 16.01.18, fra: <https://snl.no/alger>
- Thronsen J. & Eikrem W., (2001). Marine mikroalger i farger. *Almater forlag*.
- Vandamme, D., Foubert, I. & Muylaert, K., (2013). Flocculation as a low-cost method for harvesting microalgae for bulk biomass production. *Trends in Biotechnology*. 31 (4), 233-239 Hentet 08.03.18, fra: https://ac.els-cdn.com/S0167779912002247/1-s2.0-S0167779912002247-main.pdf?_tid=c6e0eafd-c6d3-4d26-99f1-4ab81da87774&acdnat=1520503314_91bd85f3df5cd0673afb1ca9b0ecba52

Yoder J. A., (1979). A comparison between the cell division rate of natural populations of the marine diatom *Skeletonema costatum* (Greville) Cleve grown in dialysis culture and that predicted from a mathematical model. 24 (1), 97-106. *Graduate School of Oceanography, University of Rhode Island*.

Ziolkowska, J. R., & Simon, L., (2014). Recent developments and prospects for algae-based fuels in the US. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 29, 847-853, Hentet 16.01.18 fra: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1364032113006801>

Pórðarson T., (2010). Forekomst av *Egeria densa* på Island. *Norsk botanisk forenings tidsskrift, Journal of the Norwegian botanical society*. 68 (4), 236. Hentet 23.05.2018, fra http://nhm2.uio.no/botanisk/nbf/blyttia/blyttia_pdf/Blyttia_201004_skjermkvalitet_hele.pdf#page=11

Appendix

Oversikt over tabeller:

Appendix tabell 1: Hydrografi i kar før inokulering, dybde: 20 cm.....	
Appendix tabell 2: Hydrografi i kar før inokulering, dybde: 60 cm.....	
Appendix tabell 3: Hydrografi i kar etter inokulering, dybde: 20 cm.....	
Appendix tabell 4: Hydrografi i kar etter inokulering, dybde: 60 cm.....	
Appendix tabell 5: CTD - måling med og uten luftboble i salinitetssensor, dybde: 20 cm.....	
Appendix tabell 6: CTD - måling i karet, dybde: 20 cm.....	
Appendix tabell 7: CTD - måling i karet, dybde: 60 cm.	
Appendix tabell 8: Klorofyllutviklingen ved 20 cm, 60 cm og et gjennomsnitt av målingene.....	
Appendix tabell 9: Manuelle målinger: temperatur og pH.....	
Appendix tabell 10: Rådataene som skal brukes i beregningene av biomasse per L vann	
Appendix tabell 11: Oversikt over rådata fra glødetapet fra algekonsentratene.....	
Appendix tabell 12: Mengden biomasse som ble produsert i de ulike tidsintervallene.....	
Appendix tabell 13: Mengden biomasse produsert ved de ulike voltstyrkene.....	
Appendix tabell 14: Oversikt over mengden høstede alger.....	
Appendix tabell 15: Logg.....	

Hovveddata

Hentet med CTD-apparat mellom 12.03.18 og 25.04.18

Appendix tabell 1: Hydrografi i kar før inokulering, dybde: ca. 20 cm

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd.mm.åå	tt.mm.ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	15:40:00	34,19	8,57	0,09	0,48	82,59

Appendix tabell 2: Hydrografi i kar før inokulering, dybde: ca. 60 cm

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd/mm/åå	tt/mm/ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	15:40:00	34,17	8,58	0,09	0,52	81,03

Appendix tabell 3: Hydrografi i kar etter inokulering, dybde: ca. 20 cm

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd/mm/åå	tt/mm/ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	17:29:00	34,14	8,36	0,10	0,54	79,73

Appendix tabell 4: Hydrografi i kar etter inokulering, dybde: ca. 60 cm.

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd/mm/åå	tt/mm/ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	17:29:00	34,14	8,36	0,10	0,60	78,51

Appendix tabell 5: CTD-måling med og uten luftboble i salinitetssensoren, dybde: ca. 20 cm.

Forhold	Salinitet
Med/uten	(‰)
Med luftboble	28,95
Uten luftboble	34,14

Appendix tabell 6: CTD-målinger (salinitet, temperatur, klorofyll, turbiditet og oksygen) i karet, dybde: ca. 20 cm.

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd/mm/åå	tt/mm/ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	17:29:00	34,14	8,36	0,10	0,54	79,73
14.03.18	15:23:00	34,22	4,34	0,08	0,51	89,11
15.03.18	18:04:00	34,44	4,16	0,12	0,58	94,07
16.03.18	17:58:00	33,62	2,76	0,10	0,65	90,82
17.03.18	18:50:00	34,45	0,90	0,11	0,66	88,29
18.03.18	15:22:00	30,19	3,83	0,10	1,07	87,88
19.03.18	17:59:00	34,47	4,32	0,11	0,57	92,28
20.03.18	18:08:00	34,42	4,02	0,12	0,47	95,18
21.03.18	18:10:00	34,30	4,20	0,13(hadde en måling på 0,35)	0,52	92,03
22.03.18	18:02:00	34,31	5,09	0,11	0,42	97,0
23.03.18	18:07:00	34,25	4,71	0,09	0,51	94,89
24.03.18						
25.03.18	15:02:00	34,22	6,22	0,25	0,40	97,49
26.03.18	13:59:00	34,13	5,02	0,35	0,35	93,56
27.03.18	14:24:00	34,35	4,03	0,30	0,30	84,74
28.03.18	15:09:00	34,54	2,17	0,29	0,30	100,16
29.03.18	11:27:00	34,22	3,92	0,25	4,02(kan skyldes en større partikkel som fløt forbi sensoren, eller dårlig vask av sensoren)	75,74
30.03.18	14:44:00	34,32	4,68	5,26 (kan skyldes at sensoren ikke var rengjort godt nok)	10,88 (kan skyldes at sensoren ikke var rengjort godt nok)	91,90
31.03.18	Ikke målt					
01.04.18	19:19:00	34,59	4,90	3,43	0,41	89,35
02.04.18	19:26:00	34,81	4,99	6,75	0,71	92,81
03.04.18 (tilsetning av næringssalter, 1 dose)	14:39:00	34,69	3,24	6,26	0,82	95,52

04.04.18 (tilsetning av næringsalter, 1 dose)	16:09:00	34,71	1,91	11,95	0,94	93,30
05.04.18 (tilsetning av næringsalter, 2 doser)	16:15:00	34,22	2,63	9,65	1,20	86,51
06.04.18 (tilsetning av næringsalter, 2 doser)	16:09:00	34,27	5,39	15,97	1,94	99,95
07.04.18	16:06:00	34,46	3,88	44,35	2,70	96,34
08.04.18	16:04:00	34,43	4,09	55,09	3,65	98,31
09.04.18 Før tapping av 50 %	14:00:00	33,83	4,31	58,78	4,51	97,88
09.04.18 Etter fylling	15:57:00	33,87	6,53	25,43	2,48	83,76
10.04.18	15:38:00	33,85	7,41	21,69	3,52	105,82
11.04.18	16:05:00	33,97	7,82	20,06	4,54	103,27
12.04.18	13:05:00	33,95	8,22	26,10	5,52	105,98
13.04.18	14:22:00	34,15	9,06	30,71	5,61	105,02
14.04.18 (tapping av karet for å hindre kollaps)	18:13:00	34,26	11,98	73,36	7,81	103,11
15.04.18	14:02:00	34,08	10,03	17,14	3,42	101,99
16.04.18	14:44:00	34,10	10,96	67,90	5,65	102,72
17.04.18	09:08:00	34,17	9,63	73,37 (CTD stanger)	6,95	99,81
17.04.18 50/50 sjøvann, vann fra karet	09:17:00	34,00	9,26	33,85	11,80 (kan skyldes større partikler)	82,54
18.04.18	09:08:00	33,94	10,26	73,36 (CTD stanger)	7,71	97,20
18.04.18 50/50 sjøvann, vann fra karet	09:13:00	34,06	9,42	66,21	8,31	80,02
19.04.18	09:09:00	33,79	9,06	73,35	9,43	97,33
19.04.18 50/50 sjøvann, vann fra karet	09:15:00	34,10	8,74	73,18	12,43	84,15
19.04.18 75/25 sjøvann, vann	09:30:00	33,92	8,50	32,93	12,43	69,11

fra karet						
20.04.18	09:07:00	33,98	10,57	73,36	10,55	98,79
20.04.18 75/25 sjøvann, vann fra karet	09:15:00	34,18	9,44	30,85	6,82	81,73
21.04.18	10:59:00	33,53	9,78	73,36	12,44	103,86
22.04.18	17:10:00	33,38	11,99	73,34	12,42	98,95
23.04.18	09:10:00	32,83	9,72	73,36	12,44	94,09
24.04.18	09:01:00	32,28	8,82	73,35	12,44	93,40
25.04.18	09:09:00	32,32	8,47	73,34	12,44	94,19

Appendix tabell 7: CTD-måling (salinitet, temperatur, klorofyll, turbiditet og oksygen) i karet, dybde: ca. 60 cm

Dato	Tid	Salinitet	Temperatur	Klorofyll	Turbiditet	Oksygen
dd/mm/åå	tt/mm/ss	(‰)	(C)	(µg/L)	(FTU)	(%)
12.03.18	17:29:00	34,14	8,36	0,10	0,60	78,51
14.03.18	15:24:00	34,24	4,36	0,08	0,50	90,89
15.03.18	18:05:00	34,42	4,16	0,10	0,61	94,07
16.03.18	17:59:00	34,57	2,62	0,10	0,60	92,83
17.03.18	18:51:00	34,47	0,97	0,11	0,65	89,53
18.03.18	15:23:00	34,32	3,83	0,09	1,09	87,84
19.03.18	18:00:00	34,42	4,31	0,10	0,59	93,43
20.03.18	18:08:00	34,56	3,95	0,11	0,50	94,93
21.03.18	18:10:00	34,13	4,13	0,12	0,53	94,39
22.03.18	18:03:00	34,55	4,98	0,13	0,44	99,47
23.03.18	18:08:00	34,23	4,69	0,10	0,51	93,97
24.03.18						
25.03.18	16:03:00	34,31	6,12	0,21	0,39	98,09
26.03.18	15:00:00	34,26	4,94	0,31	0,32	95,06
27.03.18	15:25:00	34,36	4,03	0,37	0,33	91,86
28.03.18	15:10:00	34,47	1,99	0,33	0,28	98,34
29.03.18	11:28:00	34,24	3,94	0,32	1,58 (kan skyldes en større partikkel som flyter forbi sensoren, eller dårlig vask av	72,29

					sensoren)	
30.03.18	14:45:00	34,35	4,71	0,43	2,02 (kan skyldes en større partikkel som flyter forbi sensoren, eller dårlig vask av sensoren)	94,23
31.03.18	Ikke målt					
01.04.18	19:20:00	34,66	4,80	3,77	0,71	93,23
02.04.18	19:27:00	34,80	5,00	6,92	0,65	93,17
03.04.18 (tilsetting av næringssalter, 1 dose)	14:40:00	34,66	3,19	7,65	0,78	96,96
04.04.18 (tilsetting av næringssalter, 1 dose)	16:10:00	34,62	2,08	13,64	0,97	96,07
05.04.18 (tilsetting av næringssalter, 2 dose)	16:16:00	34,27	2,64	12,11	1,35	92,50
06.04.18	16:10:00	34,27	5,30	16,79	1,82	100,09
07.04.18	16:07:00	34,26	3,96	42,59	2,70	98,47
08.04.18	16:05:00	34,19	4,07	53,45	3,73	98,94
09.04.18 Før tapping av 50 %	14:01:00	33,74	4,29	57,36	4,53	100,15
09.04.18 Etter fylling	15:58:00	33,98	6,49	29,40	2,47	82,31
10.04.18	15:39:00	33,89	7,39	24,36	3,43	106,35
11.04.18	16:06:00	33,95	7,79	27,23	4,48	108,60
12.04.18	13:06:00	33,96	8,17	35,64	5,47	109,12
13.04.18	14:23:00	34,13	9,03	34,90	5,42	109,76
14.04.18 (tapping av karet for å hindre kollaps)	18:14:00	34,25	11,98	73,37	8,01	106,17
15.04.18	14:03:00	34,15	10,29	18,68	3,39	106,25
16.04.18	14:45:00	34,14	10,90	64,74	5,44	105,76
17.04.18	09:08:00	34,11	9,73	73,36 (CTD stanger)	6,97	99,96
17.04.18 50/50 sjøvann,	09:17:00	34,00	9,26	33,85	11,80	82,54

vann fra karet						
18.04.18	09:08:00	33,96	10,26	73,36 (CTD stanger)	7,80	99,57
18.04.18 50/50 sjøvann, vann fra karet	09:13:00	34,06	9,42	66,21	8,31	80,02
19.04.18	09:09:00	33,94	8,98	73,35	9,33	99,13
19.04.18 50/50 sjøvann, vann fra karet	09:15:00	34,10	8,74	73,18	12,43	84,15
19.04.18 75/25 sjøvann, vann fra karet	09:30:00	33,92	8,50	32,93	12,43	69,11
20.04.18	09:07:00	33,87	10,62	73,36	11,37	102,08
20.04.18 75/25 sjøvann, vann fra karet	09:15:00	34,18	9,44	30,85	6,82	81,73
21.04.18	11:00:00	33,56	9,75	73,36	12,44	106,43
22.04.18	17:10:00	33,42	11,90	73,33	12,42	98,95
23.04.18	09:11:00	32,96	9,68	73,35	12,44	93,94
24.04.18	09:02:00	32,41	8,80	73,35	12,44	96,79
25.04.18	09:09:00	32,30	8,49	73,34	12,44	96,38

Appendix tabell 8: Klorofyll utviklingen ved 20 cm, 60 cm og et gjennomsnitt av målingene.

Dato	F (µg/l) 20cm	F (µg/l) 60cm	Gjennomsnittlig F (µg/l)
12.03.18	0,1	0,1	0,1
13.03.18	Ikke målt	Ikke målt	Ikke målt
14.03.18	0,08	0,08	0,08
15.03.18	0,12	0,1	0,11
16.03.18	0,1	0,1	0,1
17.03.18	0,11	0,11	0,11
18.03.18	0,1 (vannbytte)	0,09 (vannbytte)	0,1
19.03.18	0,11	0,1	0,11
20.03.18	0,12	0,11	0,12
21.03.18	0,13	0,12	0,13
22.03.18	0,11	0,13	0,12

23.03.18	0,09	0,1	0,1
24.03.18	Ikke målt	Ikke målt	Ikke målt
25.03.18	0,25	0,21	0,23
26.03.18	0,35	0,31	0,33
27.03.18	0,3	0,37	0,34
28.03.18	0,29	0,33	0,31
29.03.18	0,25 (vannbytte)	0,32 (vannbytte)	0,29
30.03.18	5,26 (kan skyldes en større partikkel som flyter forbi sensoren)	0,43	Ugyldig data
31.03.18	Ikke målt	Ikke målt	Ikke målt
01.04.18	3,43	3,77	3,6
02.04.18	6,75	6,92	6,84
03.04.18	6,26	7,65	6,96
	Oppstart av gjødsling		
04.04.18	11,95	13,64	12,80
05.04.18	9,65	12,02	10,84
06.04.18	15,97	16,79	16,38
07.04.18	44,35	42,59	43,47
08.04.18	55,09	53,45	54,27
09.04.18	58,78 (Før vannbytte)	57,36 (Før vannbytte)	58,07
09.04.18	25,43 (Etter vannbytte)	29,40 (Etter vannbytte)	27,42
10.04.18	21,69	24,36	23,03
11.04.18	20,06	27,23	23,65
12.04.18	26,1	35,64	30,87
13.04.18	30,71	34,90	32,81
14.04.18	73,36 (Før vannbytte)	73,37 (Før vannbytte)	73,37
15.04.18	17,14 (Etter vannbytte)	18,68 (Etter vannbytte)	17,91
16.04.18	67,9	64,74	66,32
17.04.18	73,37	73,36	73,37
18.04.18	132,42	132,42	132,42
19.04.18	131,72	131,72	131,72
20.04.18	123,44	123,44	123,44

21.04.18	134,76	134,76	134,76
22.04.18	272,6	272,6	272,6
23.04.18	146,1	146,1	146,1
24.04.18	196,62	196,62	196,62
25.04.18	207,32	207,32	207,32

Manuelle målinger

Appendix tabell 9: Manuelle målinger: temperatur og pH.

Dato	Tid	Temperatur	pH
dd/mm/åå	tt/mm	(C)	Verdi
12.03.18	17:37:	8,1	
13.03.18	17:40:	6,0 (gammelt termometer), 5,5 med nytt termometer	
14.03.18	18:15	4,4	7,86
15.03.18	18:02	4,0	7,92
16.03.18	18:00	3,0	7,86
17.03.18	18:30	1,2	7,92
18.03.18 (morgen)	08:22:	-0,1	Ikke målt
18.03.18 (etter fylling)	15:30	4,0	7,83
19.03.18	18:00	4,2	7,92
20.03.18	18:04	4	7,88
21.03.18	18:05	4,1	8,00
22.03.18	18:02	5,3	8,00
23.03.18	15:03	4,8	8,02
24.03.18	Ikke målt	Ikke målt	Ikke målt
25.03.18	15:06	6,0	8,05
26.03.18	14:55	5,0	8,04
27.03.18 (vannprøve Skjer 1)	15:30	4,0	8,02

28.03.18	15:00	2,0	8,06
29.03.18 (før vannbytte)	10:45	2,0	7,94
29.03.18 (etter vannbytt)	11:30	4,1	7,92
30.03.18 (vannprøve Skjer 2)	14:45	4,8	7,97
31.03.18	19:50	4,7	Ikke målt
01.04.18	19:15		8,03
02.04.18 (vannprøve Skjer 3)	19:25	5,0	8,11
03.04.18	14:35	3,1	8,12
04.04.18 (vannprøve Skjer 4)	16:05	2,0	8,23
05.04.18	16:04	2,9	8,24
06.04.18	16:02	5,5	8,39
07.04.18	16:04	4,1	8,33
08.04.18	15:59	4,1	8,23
09.04.18 (Før halvering av vann)	13:58	4,2	8,42
09.04.18 (Etter fylling)	15:30	6,2	8,11
10.04.18	15:08	7,1	8,40
11.04.18	16:02	7,9	8,66
12.04.18	13:05	8,0	8,75
13.04.18	14:24	8,9	8,81
14.04.18	18:18	12	9,07
15.04.18	14:08	10,5	8,58
16.04.18	14:45	11	8,83
17.04.18	09:00	9,1	8,82
18.04.18	09:05	9,0	8,87
19.04.18	09:07	8,8	8,82
20.04.18	09:05	10,4	8,95

21.04.18	11:05	9,6	9,04
22.04.18	17.15	11	9,25
23.04.18	09:06	9,5	9,10
24.04.18	09:09	8,7	9,04

Beregning av biomasse / L vann

Appendix tabell 10: Rådataene som skal brukes i beregningene av biomasse per L vann.

Dato for vannprøve (dd.mm.åå)	Filternummer (#)	Filtervekt (g)	Våtvekt (g)	Tørrvekt (g)	Askevekt (g)	Tørketid / glødetid (t)
10.04.18	x	0,0890	0,7288	0,0373	0,0250	20 min /
16.04.18	1	0,0901	0,5893	0,0460	0,0249	20 min / 23 t, 23 min
17.04.18	2	0,0907	0,9838	0,0628	0,0368	23 t, 30 min / 29 t, 43 min
18.04.18	3	0,0906	0,9171	0,0632	0,0355	24 t, 8 min / 29 t, 43 min
19.04.18	4	0,0887	0,7368	0,0578	0,0323	24 t, 4 min / 29 t, 43 min
20.04.18 - Før elektroforese	5	0,0896	1,1252	0,0817	0,0512	24 t / 29 t, 43 min
20.04.18 - Etter elektroforese	6	0,0886	0,7444	0,0460	0,0299	24 t / 29 t, 43 min

Beregning av glødetap

Appendix tabell 11: Oversikt over rådata fra glødetapet fra algekonsentratene.

Dato for elektroforese av biomasse (dd.mm.åå)	Digelnummer (#)	Digelvekt (g)	Våtvekt (g)	Tørrvekt (g)	Askevekt (g)	Tørketid / glødetid
dd.mm.åå	#	g	g	g	g	t
11.04.18	104	46,0558	27,1670	1,0826	0,5592	19 / 23 t, 23 min
12.04.18	112	40,6185	27,7142	1,6537	0,9949	19 / 23 t, 23 min
13.04.18	49	39,3408	25,7814	1,6030	1,0859	19 / 23 t, 23 min
14.04.18	109	45,9361	26,8956	1,7854	1,1196	19 / 23 t, 23

						min
15.04.18	102	44,3345	28,9126	1,8343	1,2015	19 / 23 t, 23 min
16.04.18	111	40,7717	29,8326	1,8864	1,2155	19 / 23 t, 23 min
17.04.18	106	44,5562	25,9758	1,7509	1,1428	23 t, 13 min / 24 t, 5 min
18.04.18	14	40,6504	32,2068	1,6696	1,2176	24 t, 8 min / 24 t, 5 min
19.04.18	46	38,9762	24,2220	1,3338	0,9613	24 t, 4 min / 25 t, 2 min
20.04.18	110	43,1813	31,0263	1,7387	1,2654	24 t / 29 t, 43 min

Konsentrering

Appendix tabell 12: Mengden biomasse som ble produsert i de ulike tidsintervallene.

Tidsintervall (min)	Biomasse (g)
0-10	13,65
10-20	67,81
20-30	30,39
30-40	20,78

Appendix tabell 13: Mengden biomasse produsert ved de ulike votstyrkene.

Voltstyrke (V)	Biomasse (g)
2	39,6
4	91,16
6	210,87
8	avbrutt

Appendix tabell 14: Oversikt over mengden høstede alger.

Dato (dd.mm.åå)	Biomasse (g)
13.04.18	227,25
14.04.18	302,22
15.04.18	142,76
16.04.18	289,95
17.04.18	334,45
17.04.18	418,88
17.04.18	366
18.04.18	826,70
18.04.18	399,70
19.04.18	343,32
20.04.18	410,29
Total produksjon:	4061,52

Logg

Appendix tabell 15: Logg

Dato: 12.03.18

Tid	Hendelser
13:30-14:00	Vasking av kar ble med klargjøring av utstyr.
14:00-15:00	Klargjøring og reparering av slangen fra pumpen og opp til karet, da denne begynte å lekke i skjøtene grunnet det store trykket.
15:00-15:30	Fylling av karet.
15:40	CTD-måling av karet før inokulering.
15:54	CTD-måling fra 0-30 m i fjorden ved akvakulturstasjonen. Dataene skal brukes senere for å danne en hydrografi av fjorden.
15:57	Secchi-skive ble senket ned i vannet ved en av bryggene ved akvakulturstasjonen.
16:00-16:25	Vannprøver og registrering av pH-verdi fra ulike dyp i fjorden ved Skjer.
16:35	Vannprøve og registrering av pH-verdi i karet før inokulering.
16:40-17:00	Henting av alger i fjorden. Dette ble gjort ved å senke/heve en håv fra 0 til 10 m dyp. Det ble gjennomført tre runder med innhenting. Første runde med 6-, andre runde med 8- og tredje runde med 6 hevinger/senkinger.
17:02	Vannprøve av inokulatet.
17:03-17:20	Tilsetting av inokulat til karet. I tillegg etablerte vi slangen og diffusor som skal sørge for lufttilførsel ned til midten av karet.
17:21	Vannprøve av karet etter inokulering.
17:29	CTD-måling av karet etter inokulering.
17:37	Manuell temperaturmåling i karet, målt til 8,1 °C.

pH-verdi fra ulike dybder i fjorden ved Skjer, tatt mellom kl 16:00-16:25

Dybde	pH-verdi	Prøveglass
0,5 m	7,96	P-26
2 m	8,04	P-31
6 m	8,04	P-32
10 m	8,0	P-33

Vannprøver ved ulike forhold

Forhold	pH-verdi	Prøveglass
Før inokulering	7,74	P-34
Innhentet algekonsentrat		P-35
Etter inokulering		P-36

Dato: 18.03.2018: Vannbytte

Tid	Hendelser
08:00	Temperaturen i karet var -0,1 °C, vannbytte var nødvendig.
15:00	Tappet ned vannstand i karet på grunn av flere netter med minusgrader som førte til at temperaturen var på -0,1 °C i karet. Dette tok omtrent 15 minutter.
15:25	Vann fra 100-meters dyp ble fylt opp i karet til vi hadde nådd samme vannstand som før tapping. Dette tok omtrent 10 minutter.
15:35	Målte temperaturen i karet. Temperaturen hadde steget fra -0,1 - 4,0 °C.

21.03.2018-22.03.2018

Tid	Hendelser
21.03.18 K1 18:03- 22.03.18 K1 08:00	Etter vi tok målinger den 21.april glemte vi å sette på kompressoren igjen. Det var derfor ingen sirkulasjon i karet natt til 22. april.

29.03.2018: Vannbytte

Tid	Hendelser
29.03.18	Temperaturen i vannet var på 2 °C og kommende døgn skulle bli kaldt. Vannbytte var derfor nødvendig. Det ble også her tømt til 50 % og fylt opp med vann fra 100-meters dyp.
10:00	CTD måling ble gjort, men uten å fjerne plasthette på, så måling ble slettet. pH-verdien var 7,94 og temperatur var 2 °C.
10:55	Tømming av karet ble startet, dette tok ca. 15 min.
11:10	Tømming av karet stanset og fylling begynte. Fyllingen tok ca. 10 min.
11:20	pH-verdien var 7,92 og temperatur var 4 °C. CTD målinger gjort korrekt. Temperaturen i karet burde steget til 6 °C, men ble kun 4 °C. Dette kan være grunnet kaldt vann i rørene eller eventuell feilmåling før tømming.

09.04.18: Vannbytte

Tid	Hendelser
09.04.18	Vannbytte ble gjort for å tilføre kulturen næringsstoff fra fjorden. Ble tappet ned 50 %. Og fylt opp med vann fra 100-meters dyp. Denne gangen hadde vi ikke tilgang på vannslangen med størst kapasitet, så vi måtte derfor bruke den lille slangen. Dette gjorde til at vannbytte tok vesentlig lengre tid.
14:00	Tapping av karet startet 14:10, og tok omtrent 15 minutter.
14:15	Fylling begynt, tok omtrent 50 minutter.

14.04.18: Vannbytte

Tid	Hendelser
14.04.18	Vannbytte ble gjort siden det var helg og konsentrasjonen av klorofyll var høy. For å hindre kollaps tappet vi ned karet 75 %. Vi hadde ved denne anledningen heller ikke tilgang til den store slangen
18:45	Tapping av karet startet, det tok omtrent 15 minutter.
19:00	Fylling av karet startet, tok omtrent 100 minutter.

Dato: 03.04.18-20.04.18: Tilsetting av næringsalter

Tid	Hendelser
03.04.18	Klorofyll-konsentrasjonen var på 7,65 µg/l ved 60 cm dyp og 6,26 µg/l ved 20 cm dyp. Dette var ikke den forventede doblingen i verdi, sammenlignet med dagen før. Det var derfor nødvendig å starte kultivering av algene øyeblikkelig, ettersom vannet trolig hadde reduserte mengder næring på dette tidspunktet. Algekulturen ble gjødslet med 2,2 g Superba og 4,6 ml vannglass som ble blandet ut i hver sin flaske med 1 liter vann.
04.04.18	CTD-målingene viste en klorofyllkonsentrasjon på 13,64 µg/l ved 60 cm dyp og 11,95 µg/l ved 20 cm dyp, dette var forventet siden vi hadde tilsatt næringsalterne dagen før. Vi valgte derfor å gi samme dosering som 03. april.
05.04.18	Klorofyllkonsentrasjonen har sunket til 12,02 µg/l ved 60 cm dyp og 9,65 µg/l ved 20 cm dyp. Derfor valgte vi å doble antall doser.
06.04.18	Klorofyll konsentrasjonen har gått opp til 16,79 µg/l ved 60 cm dyp og 15,97 µg/l ved 20 cm dyp. Vi valgte derfor å ha samme antall dosering som dagen før, altså 2 doser.
07.04.18	Ettersom klorofyllkonsentrasjonen har doblet seg øker vi til 4 doser. Klorofyll verdiene var 44,35 µg/l ved 20 cm dyp og 42,59 µg/l ved 60 cm dyp.
08.04.18	Ingen drastisk endring i klorofyllet, ble derfor tilsatt det samme som dagen før, altså 4 doser.
09.04.18	Det ble det gjort et vannbytte for at kulturen ikke skulle gå tom for næringsalter. Verdiene lå rundt 57 µg/l før tapping og ble halvert etter. Det ble derfor dosert samme mengde som dagen før, altså 4 doser.
10.04.18	Idag var klorofyll verdien rundt 23 µg/l, så samme dosering ble brukt, altså 4 doser
11.04.18	Ettersom det heller ikke idag hadde blitt noe markant vekst ble dosen økt til 6 doser.
12.04.18	I dag var det heller ingen økning, doseringen ble derfor økt til 8 doser.
13.04.18	Det virker som det ikke skjer så mye i karet, det ble tilsatt 8 doser.
14.04.18	Verdiene ligger rundt 75, siden det er helg tappet vi ned karet med 75 % og tilsatte 6 doser.

15.04.18	Siden det i går ble tappet ned 75 % av karet, var verdiene lave og lå på omtrent 18 µg/l, det ble derfor tilsatt 6 doser.
16.04.18	Verdiene har skutt opp og ligger på 65 µg/l, doseringen ble derfor økt til 10 doser.
17.04.18	Liten stigning i verdiene, ble tilsatt 10 doser, som dagen før.
18.04.18	I dag har vi fått en dobling, verdiene ligger på 132,42 µg/l. Doseringen ble derfor økt til 14 doser.
19.04.18	Verdiene er de samme, så samme dosering som gårsdagen, altså 14 doser.
20.04.18	Verdiene har sunket til 123,44 µg/l. Vi bestemte oss derfor for å doble doseringen til 28 doser får å se hvor høy konsentrasjon vi kunne klare å få.
21.04.18	Konsentrasjonen har steget litt, antall doser ble økt til 30.
22.04.18	Fått dobling, konsentrasjonen av klorofyll har aldri vært høyere. Ligger på 272,6 µg/l. Doseringen har derfor blitt økt til 40 doser.
23.04.18	Verdiene har sunket ned til 146,1 µg/l. Mistanke om kollaps i kulturen, det ble tilsatt 40 doser i dag også.
24.04.18	Det var ikke noe kollaps, men mangel på næringssalter. For i dag har verdiene steget til 196,62 µg/l. Det ble ikke tilsatt noe næringssalter i dag, eksperiment ble deretter avvirket.

Høsting av alger 10.04.18 -20.04.18

Tid	Hendelser
10.04.18	Første test av elektroforese-prosedyren. Med 6 V og 8,5 A.
11.04.18	Andre test av elektroforese-prosedyren. Med 6 V og 8,5 A. Denne gangen ble det gjort en opphenting med 10-minutters intervaller slik at vi kunne måle når elektroforesen begynte å miste effektivitet.
12.04.18	Tredje test av elektroforese-prosedyren. Her skulle vi i utgangspunktet teste hvilken voltstyrke strømforsyningen kunne levere som ga størst flokkulering. Voltstyrkene vi skulle teste var 2, 4, 6, 8, 10 og 12 volt. Algene som ble høstet ved de forskjellige voltstyrkene ble lagt i individuelle glass, slik at mengden lett kan regnes ut. Det viste seg at strømforsyningen ikke klarte å gjennomføre prosedyren ved 8 V grunnet at sikkerhetsregulatoren gikk ut, trolig grunnet overoppheting.
13.04.18	Resultatene fra dagen før viste at det var mest effektivt å drive elektroforese på 6 V og 8,5 A. Derfor blir dette vår endeligkonsentreringsmetode. Denne dagen ble det gjennomført én runde (40 min) elektroforese. Biomassen som ble hentet er lagret i syltetøyglass nr 1.
14.04.18	Denne dagen var klorofyllkonsentrasjonen oppe i ca. 73 µg/L. Alle målingene som CTD-apparatet gjorde av klorofyllet var tilnærmet like, noe som tyder på at målingsrekkevidden var innstilt for lavt og at verdiene antakelig var høyere enn dette. Derfor gjennomførte vi én runde (40 min) elektroforese ved 6V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret i glass nr 10. Grunnet frykt for kollaps av kulturen i karet, ble vi enige med veileder om å tappe vannstanden i hovedkaret ned til 25 %.
15.04.18	Én runde elektroforese (40 min) ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret i glass nr 13
16.04.18	Én runde elektroforese (40 min) ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret på glass nr 7
17.04.18	Tre runder elektroforese (40 min) ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret på kartongene K1, K2 og K3.
18.04.18	To runder elektroforese (40 min) ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret i boksene B1 og B2.
19.04.18	To runder elektroforese, en på 40 min og en på 60 min ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A. Biomassen som ble hentet er lagret i boksene B3 og B4.
20.04.18	En runde elektroforese (40 min) ble gjennomført ved 6 V og 8,5 A.

