

LAPORAN PRAKTIKUM PRODUKTIVITAS PERAIRAN

Disusun Oleh:

Fuquh Rahmat Shaleh	: C251120091
Ika Fitria Hasibuan	: C251120191
Lalu Panji I.A.	: C251120161
Nuralim Pasingi	: C251120031
Maizan Sharfina	: C251120051
Perdana Putra Kelana	: C251114041
Silviatun Nurkhasanah	: C251120151
Tri Ernawati	: C251120031



**PROGRAM STUDI PENGELOLAAN SUMBERDAYA PERAIRAN
SEKOLAH PASCASARJANA
INSTITUT PERTANIAN BOGOR
2012**

DAFTAR ISI

PENDAHULUAN	1
Pengenalan Alat	2
Jenis-Jenis Alat Pengambilan Contoh	2
Jenis Instrumentasi Analisis Kualitas Air	10
Penanganan sampel kualitas air	17
Faktor-Faktor saat Pengambilan Contoh dan Analisis Kualitas Air	19
DISSOLVED OXYGEN.....	21
Metode.....	21
Prinsip analisis.....	21
Prosedur kerja.....	21
Hasil dan pembahasan	22
BIOCHEMICAL OXYGEN DEMAND.....	24
Faktor-Faktor yang Mempengaruhi BOD	24
Metode dan Prinsip Analisis BOD	25
Prosedur Kerja BOD	25
Hasil Analisis dan Pembahasan.....	26
CHEMICAL OXYGEN DEMAND	28
Faktor-Faktor yang Mempengaruhi Keberadaan COD	28
Metode dan prinsip analisis COD	29
Prosedur kerja COD	29
NITRAT	31
Metode dan Prinsip Analisis.....	33
Prosedur Kerja.....	34
Hasil dan Pembahasan.....	34
ORTOFOSFAT	36
Faktor yang Mempengaruhi Ortofosfat	37
Metode dan Prinsip Analisis Ortofosfat	38
Prosedur Analisis Ortofosfat	39
Hasil Analisis dan Pembahasan.....	40
KLOROFIL A DAN PHEOPHYTIN	43

Faktor yang Mempengaruhi Keberadaan Klorofil-a dan Pheophytin	45
Prinsip Analisis Klorofil-a dan Pheophytin.....	46
Prosedur kerja	46
Hasil Analisis dan Pembahasan.....	47
PRODUKTIVITAS PRIMER.....	51
Faktor yang Mempengaruhi Produktivitas Primer	52
Metode dan Prinsip Kerja Analisis.....	53
Prosedur Kerja Pengukuran Botol Gelap Terang	54
PENUTUP.....	58
DAFTAR PUSTAKA	59

DAFTAR GAMBAR

GAMBAR 1. <i>VAN DORN</i>	2
GAMBAR 2. <i>KEMMERER</i>	3
GAMBAR 3. <i>PLANKTON NET</i>	5
GAMBAR 4. <i>SURBER NET</i>	6
GAMBAR 5. <i>SECCHI DISK</i>	7
GAMBAR 6. CARA MENGGUNAKAN <i>SECCHI DISK</i>	8
GAMBAR 7. PETERSEN GRAB	9
GAMBAR 8. <i>EKMEN GRAB</i>	9
GAMBAR 9. TURBIDIMETER	10
GAMBAR 10. <i>SPEKTROFOTOMETER</i>	12
GAMBAR 11. DO METER.....	13
GAMBAR 12. PH METER	14
GAMBAR 13. TIMBANGAN ANALITIK.....	15
GAMBAR 14. LINTASAN REDUKSI NITRAT OLEH AKTIVITAS BAKTERI (1) DENITRIFIKASI, (2) REDUKSI NITRAT AMONIFIKASI DISIMILATIF, (3) OKSIDASI AMONIA SECARA ANAEROB.....	33
GAMBAR 15. SIKLUS FOSFAT DI LAUT	37
GAMBAR 16. GRAFIK HUBUNGAN LINEAR ANTARA KONSENTRASI DAN NILAI ABSORBANSI NITRAT	41
GAMBAR 17. RUMUS STRUKTUR KLOOROFIL A DAN B BESERTA TURUNANNYA (GROSS 1991).....	43
GAMBAR 18. BAGAN SUSUNAN DASAR ALAT SPEKTROFOTOMETER (TRİYATI, 1985).....	46

DAFTAR TABEL

TABEL 1. KELEBIHAN DAN KEKURANGAN <i>VAN DORN</i>	3
TABEL 2. KELEBIHAN DAN KEKURANGAN <i>KAMMERER</i>	4
TABEL 3. KELEBIHAN DAN KEKURANGAN <i>SECCHI DISK</i>	8
TABEL 4. CARA PENGAWETAN CONTOH	18
TABEL 5. LARUTAN STANDART SERTA ABSORBANSINYA.....	40
TABEL 6. SENYAWA KLOOROFIL A DAN PHEOPHYTIN	43
TABEL 7. NILAI ABSORBANSI.....	47
TABEL 8. NILAI ABSORBANSI DENGAN CONTOH DITAMBAHKAN 0.1 HCL	48
TABEL 9. PENGUKURAN CAHAYA MENGGUNAKAN LUX METER	56
TABEL 10. NILAI KONSENTRASI OKSIGEN TERLARUT (MG/L) PADA BOTOL INISIAL, GELAP DAN TERANG PADA SETIAP PERIODE INKUBASI	56
TABEL 11. HASIL PERHITUNGAN GPP, R, NPP, LI DAN PADA SETIAP PERIODE INKUBASI	56

PENDAHULUAN

Ekosistem perairan merupakan ekosistem yang sangat kompleks. Interaksi faktor biotik dan abiotik ini akan menyebabkan perubahan-perubahan yang cukup rumit. Kelangsungan hidup faktor biotik atau makhluk hidup yang mendiami perairan akan sangat tergantung pada dinamika yang terjadi di dalam badan perairan tersebut. Perairan yang memiliki kualitas baik atau subur maka akan ditemukan biota-biota yang sangat beragam, sebaliknya, jika biota yang ditemukan kurang beragam, maka dapat diindikasikan bahwa suatu perairan kurang subur untuk keberlangsungan biota akuatik. Salah satu aspek yang dapat digunakan untuk memperlihatkan hal tersebut adalah produktivitas perairan.

Produktivitas perairan secara umum dapat didefinisikan sebagai kemampuan suatu perairan menghasilkan bahan organik maupun bahan anorganik dalam suatu runutan rantai makanan yang saling berhubungan dalam jaring-jaring makanan. Hal ini sekaligus menekankan bahwa produktivitas suatu perairan erat kaitannya dengan sistem aliran makanan atau energi antar biota yang ada dalam suatu ekosistem perairan. Rantai makanan yang ada di suatu ekosistem menunjukkan peristiwa makan dan dimakan antara makhluk hidup dengan urutan tertentu dikenal dengan istilah rantai makanan. Terdapat makhluk hidup yang berperan sebagai produsen, konsumen, dan dekomposer dalam suatu rantai makanan. Rantai makanan merupakan gambar peristiwa makan dan dimakan yang sederhana. Kenyataannya dalam satu ekosistem tidak hanya terdapat satu rantai makanan, karena satu produsen tidak selalu menjadi sumber makanan bagi satu jenis herbivora, sebaliknya satu jenis herbivora tidak selalu memakan satu jenis produsen. Dengan demikian, di dalam ekosistem terdapat rantai makanan yang saling berhubungan membentuk suatu jaring-jaring makanan.

Penilaian produktivitas suatu perairan dapat dilakukan dengan tiga pendekatan yaitu pendekatan fisika, kimia dan biologi. Pendekatan fisika meliputi faktor-faktor fisik seperti suhu, salinitas, cahaya, kecerahan, kekeurahan dan pH. Faktor kimia seperti DO, COD maupun nutrisi. Adapun faktor biologi adalah biota yang berada di perairan tersebut. Beberapa parameter ini akan dibahas secara rinci dalam laporan ini.

PENGENALAN ALAT

Jenis-Jenis Alat Pengambilan Contoh

1) *Van dorn*

Van dorn merupakan salah satu alat pengambilan sampel air baik air tawar maupun air laut dengan kapasitas 3-5 liter. Alat ini berbentuk tabung yang terbuat dari siklik dan dapat diturunkan sampai kedalaman 50 meter.



Gambar 1. *Van dorn*

Prinsip kerja:

Kedua penutup tabung terikat dengan karet penarik sehingga dapat menutup tabung ketika pemberat yang dilepaskan dari atas menekan pembuka penjepit atau pengancing penutup saat terbuka, dengan demikian air yang ada di dalam tabung tidak akan terkontaminasi dengan air yang tidak dikehendaki untuk dijadikan sampel pengamatan.

Cara menggunakan:

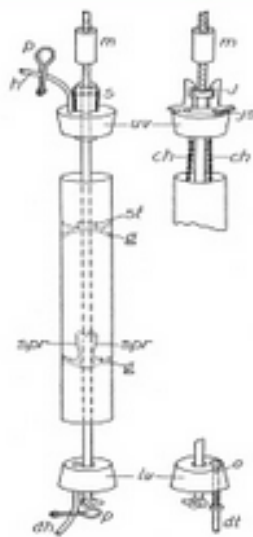
- Tali pengancing kedua penutup tabung pengait dan dijepit dengan penjepit.
- Setelah penutup tabung terbuka, alat diinginkan dengan tali pengganti tabung.
- Saat *van dorn* telah berada pada posisi pembuka penjepit dijatuhkan untuk membuka jepitan pengait penutup dapat berfungsi untuk menutup kembali tabung yang diinginkan.
- *Van dorn* siap untuk diangkat kembali.

Tabel 1. Kelebihan dan kekurangan Van dorn

Kelebihan	Kekurangan
Mempunyai konstruksi yang sederhana dan mudah dioperasikan	Tembus cahaya
Tahan benturan (tahan pecah)	Mudah pecah

2) Kemmerer

Kemmerer merupakan alat pengambil sampel air baik air tawar maupun air laut. Alat ini terbuat dari logam dengan kapasitas 500 ml. Alat ini terbuat dari logam anti karat yang berbentuk tabung dengan berbagai fasilitas pendukungnya seperti karet penutup tabung (uv), karet pengikat antar penutup (ch), tali pengancing penutup saat terbuka (s), penjepit tali pengait (js), pembuka penjepit (j), tali penggantung kammerer (l), selang udara (h), penjepit selang udara (p), selang pengambilan air dalam tabung (dh) dan berisi penindis pembuka penjepit (m).



Gambar 2. Kemmerer

Prinsip kerja:

Kedua penutup tabung terikat dengan karet penarik sehingga dapat menutup tabung ketika pemberat yang dilepaskan dari atas menekan pembuka penjepit atau pengancing penutup saat terbuka, dengan demikian air yang ada di dalam tabung tidak akan terkontaminasi dengan air yang tidak dikehendaki untuk dijadikan sampel pengamatan.

Cara menggunakan:

- Kedua penutup tabung yaitu selang udara dengan selang pengambilan air dalam tabung (p) dipastikan telah ditarik kemudian dijepit dengan penjepit (js).
- Setelah penutup tabung terbuka, alat ini dimasukkan ke dalam air sampai pada kedalaman yang ditentukan dengan menggunakan tali penggantung tabung (l).
- Saat tabung telah berada pada posisi yang diinginkan maka besi penindis pembuka penjepit (m) dijatuhkan untuk membuka jepitan pengait sehingga karet penghubung antar penutup (ch) dapat berfungsi untuk menutup kembali tabung yang telah berisi air sampel yang diinginkan.
- Kammerer siap diangkat

Tabel 2. Kelebihan dan Kekurangan *Kammerer*

Kelebihan	Kekurangan
Mempunyai konstruksi yang sederhana sehingga mudah dioperasikan Tahan benturan (tahan pecah) Tidak tembus cahaya	Volume sampel kecil sehingga sulit untuk melakukan pengulangan

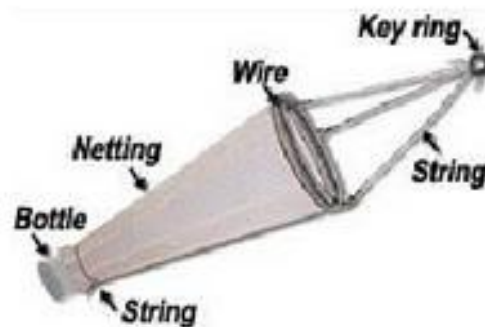
3) *Plankton net*

Plankton net merupakan sebuah alat yang digunakan untuk pengambilan sampel plankton (fitoplankton dan zooplankton). *Plankton net* terbuat dari bahan monofilament nilon berbentuk kerucut, bagian mulutnya terdapat *ring* sehingga jaring tetap terbuka pada saat dioperasikan. Pada ujung kerucut terdapat ring pengikat sehingga dapat dipasang botol sampel atau tabung untuk menampung sampel plankton. Botol sampel tersebut dapat dengan mudah dipasang dan dilepas karena setiap kali digunakan harus dibilas dengan air.

Konstruksi plankton net :

- a. *Key ring* : berfungsi sebagai pengikat tali dan sebagai penarik *plankton net*. Diameter ring berbeda-beda tergantung dari merk dan jenis plankton net, umumnya berdiameter 15-25 cm yang terbuat dari besi.

- b. *String* : berfungsi untuk menghubungkan jaring dengan *ring*. Panjang tali bervariasi tergantung dari jenis plankton yang akan diambil. Umumnya berukuran 25-50 cm.
- c. *Wire* : berfungsi untuk membentuk net atau mulut jaring sesuai dengan keinginan dan kebutuhan. Diameter kawat biasanya berukuran 31 cm untuk fitoplankton dan 45 cm untuk zooplankton.
- d. *Netting* : berfungsi untuk menyaring air serta plankton yang berada di dalamnya. *Mesh size* untuk fitoplankton biasanya 30-50 mikro meter dan 150-175 mikro meter untuk zooplankton dengan panjang jaring sekitar 4-5 kali diameter mulut jaring.
- e. *Bottlen* : berfungsi untuk menyimpan sampel air yang telah disaring oleh *plankton net*.



Gambar 3. Plankton net

Pengoperasian *plankton net* tergantung dari tujuan penelitian, terbagi kedalam dua metode sampling yaitu:

- a. Horizontal yaitu untuk mengetahui sebaran plankton horizontal. Pengambilan sampel menggunakan bantuan kapal/perahu dimana plankton net ditarik dari satu titik menuju titik lainnya untuk jarak dan waktu tertentu. Pengambilan sampel sering dengan pergerakan kapal secara perlahan.
- b. Vertikal yaitu Untuk mengetahui sebaran plankton vertikal. Sampel yang diambil merupakan seluruh kolom air (*composite sample*). Kapal dalam kondisi berhenti kemudian *plankton net* diturunkan sampai kedalaman yang diinginkan dan di bagian bawah plankton net terdapat pemberat. Ketika penarikan keatas kecepatan kapal konstruksi kapal konstan sehingga tidak mengganggu volume sampel

Plankton net umum digunakan karena mudah cara pemakaiannya dan harganya murah. Tetapi, plankton net juga memiliki kelemahan (Setyobudiandi et al., 2009) yaitu:

- a. Ketepatan volume air yang tersaring sulit dipastikan
- b. Pengambilan contoh plankton pada kedalaman tertentu sulit dilaksanakan
- c. Plankton berukuran kecil tidak dapat diperoleh
- d. Penanganan harus hati-hati, jaring mudah sobek

4) Surber (*surber net*)

Surber merupakan alat untuk mengambil sampel (bentos) yang berarus kuat dan dasar perairan berpasir halus (sedikit berlumpur). Ukuran surber 25 cm x 40 cm. Surber terdiri dari dua frame yang saling mendukung jaring perangkap. Satu frame diletakkan dibagian bawah sebagai panahan dari net (jaring) sedangkan yang lainnya sebagai pendukung jaring.



Gambar 4. *Surber Net*

Prinsip kerja:

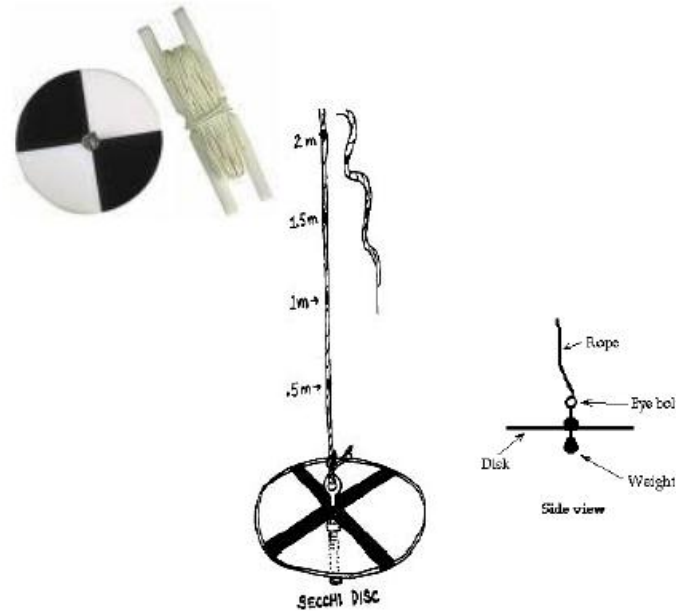
Surber biasa digunakan pada perairan dangkal (30 cm atau kurang) dengan air yang mengalir. Gunakan pasak untuk jangkar surber dalam air yang bergerak cepat. Pengambilan sampel yang berulang harus diberi dasar waktu (yaitu 5 menit setiap untuk pengambilan sampel lebih seragam).

Cara menggunakan:

Untuk penggunaan surber, jaring tersebut diletakkan dengan bagian mulut jaring melawan arus aliran air, dan daerah yang dibatasi alat ini dibersihkan (diaduk) sehingga benthos yang melekat pada dasar perairan dapat hanyut dan tertangkap oleh jaring.

5) *Secchi disk*

Tingkat kekeruhan air tersebut dinyatakan dengan suatu nilai yang dikenal dengan suatu kecerahan *secchi disk*. *Secchi disk* merupakan alat untuk mengukur kecerahan cahaya (visibilitas cahaya) di bawah air (Jeffries dan Mills, 1996 dalam Effendi, 2003).



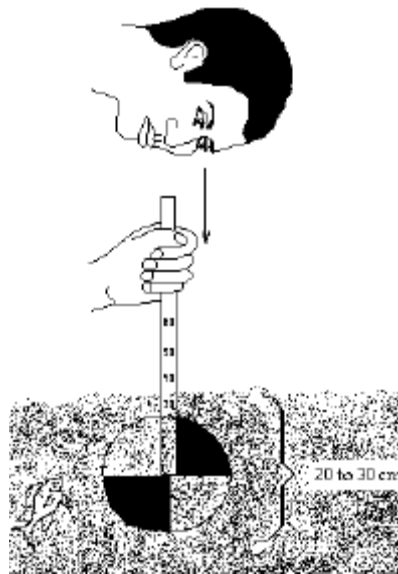
Gambar 5. *Secchi disk*

Prinsip kerja:

Alat ini digunakan secara visual dengan waktu pelaksanaan pengukuran yang terbaik adalah pada waktu cuaca cerah, matahari tidak tertutup awan yaitu antara pukul 09.00-15.00. Hal ini disebabkan karena intensitas cahaya matahari yang masuk ke dalam suatu badan air mencapai tingkat yang lebih tinggi pada kisaran waktu tersebut, disamping itu sudut pantul yang bisa timbul juga relatif tidak berpengaruh terhadap pengamatan *secchi disk* yang dimasukkan kedalam air secara horizontal.

Cara menggunakan:

- Tali pengikat *secchi disk* dikaitkan lempengan bulat, kemudian *secchi disk* diturunkan dalam laut secara perlahan-lahan.
- Pada saat *secchi disk* tidak kelihatan catat jaraknya.
- Angkat kembali *secchi disk* dan catat jaraknya pada saat alat kelihatan.
- Jumlah kedua jarak dan dibagi dua.



Gambar 6. Cara menggunakan *secchi disk*

Tabel 3. Kelebihan dan kekurangan *secchi disk*

Kelebihan	Kekurangan
Alatnya sederhana dan mudah digunakan	Kecerahan sangat tergantung pada keadaan cuaca dan waktu pengukuran

6) *Petersen grab*

Petersen grab merupakan alat yang digunakan untuk pengambilan contoh fauna makroskopik di pasir, kerikil, dan tanah liat. *Petersen grab* terbuat dari besi berlapis baja, berat 34 kg, dan dapat menampung volume sebesar 9890 mL. Jika digunakan di laut yang mengandung garam tinggi, maka harus dicat untuk perlindungan alat. Hal tersebut karena *Petersen grab* terbuat dari besi sehingga untuk meminimalisir korosifitas dari besi tersebut.

Prinsip kerja:

Petersen grab merupakan alat yang sistem kerjanya menggigit jauh ke dasar keras dan dapat menyimpan substrat tersebut. *Petersen grab* terdapat kaitan yang dikendalikan, dan membuat alat ini terbuka, sehingga pada saat diturunkan kedalam perairan dan menyentuh substrata *Petersen grab* akan menutup, hal itu karena ada benturan yang mengakibatkan pengait tersebut terlepas, dan membuat *Petersen grab* menutup.



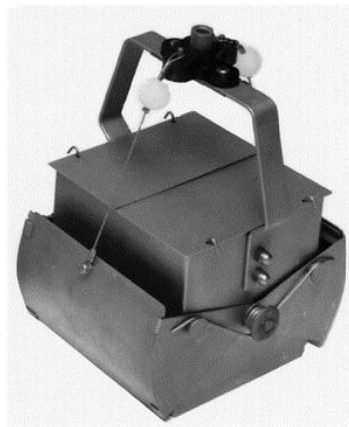
Gambar 7. Petersen grab

Cara menggunakan:

- Tali pengait dikaitkan dan dikendurkan, sehingga akan membuat *Petersen grab* terbuka.
- Setelah *Petersen grab* terbuka, alat akan menyentuh substrat dan pengait akan terlepas dan membuat *Petersen grab* tertutup.
- Substrat akan terperangkap di dalam *Petersen grab*.

7) *Ekmen grab*

Ekmen grab merupakan alat yang digunakan untuk mengeruk sampel fauna yang bersifat mikroskopis. *Ekmen grab* tidak dianjurkan untuk substrat dasar berbatu atau berpasir karena kerikil kecil akan menutupi. *Ekman grab* dirancang untuk sampling yang dilakukan di perairan tawar yang memiliki substrat lembut.



Gambar 8. *Ekmen grab*

Prinsip kerja:

Ekmen grab sebagai alat pengambil sampel sedimen, mempunyai kunci pengait. Apabila pengait ini dikaitkan maka *Ekmen grab* akan terbuka sehingga air dan substrat akan masuk ke dalamnya. Ketika alat pengambil sampel sedimen tersentuh dasar, maka kaitan akan terlepas, sehingga *Ekmen grab* akan tertutup.

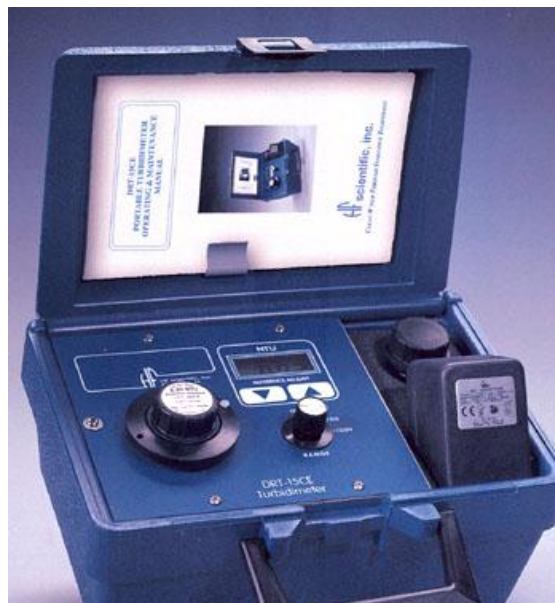
Cara menggunakan:

- Tali pengait dikaitkan dan dikendurkan, sehingga akan membuat *Ekmen grab* terbuka.
- Setelah *Ekmen grab* terbuka, alat akan menyentuh substrat dan pengait akan terlepas dan membuat *Ekmen grab* tertutup.
- Substrat akan terperangkap di dalam *Ekmen grab*.

Jenis Instrumentasi Analisis Kualitas Air

1) Turbidimeter

Turbidimeter merupakan alat yang digunakan untuk mengukur kekeruhan. Dasar dari analisis turbidimeter adalah pengukuran intensitas cahaya yang ditranmisikan sebagai fungsi dari konsentrasi fase terdispersi, bilamana cahaya dilewatkan melalui suspensi maka sebagian dari energi radiasi yang jatuh dihamburkan dengan penyerapan, pemantulan, dan sisanya akan ditranmisikan (Khopkar, 2003).



Gambar 9. Turbidimeter

Prinsip kerja:

Prinsip umum dari alat turbidimeter adalah sinar yang datang mengenai suatu partikel ada yang diteruskan dan ada yang dipantulkan, maka sinar yang diteruskan digunakan sebagai dasar pengukuran (Day and Underwood, 2002).

Cara menggunakan:

- Tuangkan atau isikan sebagian sampel ke dalam *cell* hingga garis batas atas(kira-kira 15 mL).
- Usap *cell* menggunakan kain atau *tissue* yang bersih untuk menghilangkan noda air atau bekas sidik jari.
- Tekan tombol I/O dan instrumen akan terbuka, kemudian tempatkan instrumen pada suatu permukaan (kokoh)/flat.dan jangan memegang instrumen ketika sedang melakukan pengukuran.
- Masukkan *cell* sampel dalam ruang *cell* dengan mengorientasikan tanda garis pada bagian depan ruang cell.
- Pilih daerah/range secara manual atau otomatis dengan menekan tombol RANGE .
- Memilih mode sinyal rata-rata dengan menekan tombol SIGNAL AVERAGE. Dan monitor akan menunjukkan SIG AVG ketika instrumen sedang menggunakan mode sinyal rata-rata
- Tekan READ Monitor akan menunjukkan NTU,kemudian angka turbiditas akan muncul (dalam) NTU. Rekam atau catat angka turbiditas setelah simbol lampu padam.

2) Spektrofotometer

Spektrofotometer merupakan alat elektronik yang digunakan untuk mengukur transmitrans atau absorbans suatu contoh sebagai fungsi panjang gelombang. Spektrofotometer dapat dikelompokkan baik sebagai manual atau perekam, maupun sebagai sinar tunggal atau sinar rangkap (Day and Underwood, 1989).

Spektrofotometer terdiri atas alat spektrometer dan fotometer. Spektrometer menghasilkan sinar dari spektrum dengan panjang gelombang tertentu dan fotometer adalah alat pengukur intensitas cahaya yang ditransmisikan atau diabsorbsikan. Jadi spektrofotometer adalah alat yang digunakan untuk mengukur

energi secara relatif apabila energi tersebut ditransmisikan, direfleksikan atau diemisikan sebagai fungsi dari panjang gelombang. Kelebihan spektrofotometer dibandingkan dengan fotometer adalah panjang gelombang dari sinar putih dapat lebih terseleksi dan ini dapat diperoleh dengan alat pengurai seperti prisma, grating ataupun celah optis (Khopkar, 1990).



Gambar 10. Spektrofotometer

Prinsip kerja:

Spektrofotometer kerjanya menggunakan panjang gelombang tertentu. Panjang gelombang yang benar-benar terseleksi dapat diperoleh dengan bantuan alat pengurai cahaya seperti prisma. Spektrofotometer tersusun dari sumber spectrum tampak yang kontinyu, monokromator, sel pengabsorpsi untuk larutan sample atau blanko dan suatu alat untuk mengukur perbedaan absorpsi antara sampel dan blanko atau pembanding (Khopkar, 1990).

Cara menggunakan:

- Persiapan alat dihubungkan stop kontak (g) dengan arus listrik.
- Putar tombol (a) mengikuti jarum jam. Biarkan alat menyala (on) selama 15 menit untuk pemanasan, sampai jarum kembali ke titik nol.
- Dipilih panjang gelombang yang akan digunakan dengan memutar pengatur panjang gelombang (c). Panjang gelombang yang diinginkan dapat dilihat pada skala (d). panjang gelombang yang akan digunakan terlebih dahulu dicari dan caranya diterangkan tersendiri.
- Dengan pertolongan tombol (a), diatur sehingga jarum skala menunjuk transmittance nol.

- Isi tabung sampel dengan akuades atau pelarut lain sampai tanda garis.
- Masukkan tabung tersebut ke tempat (e). tanda garis pada tabung harus tepat berada pada tanda garis pada tempat sampel.
- Dengan pertolongan tombol (b) putar jarum skala sehingga menunjukkan transmittance 100 %.
- Isi tabung sampel yang lain dengan larutan yang ditera.
- Keluarkan tabung standar pada tahap 5 dan diganti dengan tabung sampel pada tahap 8.
- Transmittance atau optical density dapat dibaca langsung pada skala f.

3) DO Meter

DO meter merupakan alat yang digunakan untuk mengukur oksigen terlarut. DO meter berupa peralatan elektronik yang dapat mengkonversi sinyal dari probe yang diletakkan dalam sampel air. DO meter harus dikalibrasi terlebih dahulu sebelum digunakan.



Gambar 11. DO Meter

Prinsip kerja:

DO meter dalam kerjanya menggunakan probe oksigen yang terdiri dari katoda dan anoda yang direndam dalam larutan elektrolit. Pada alat DO meter, probe ini biasanya menggunakan katoda perak (Ag) dan anoda timbal (Pb). Secara

keseluruhan, elektroda ini dilapisi dengan membran plastik yang bersifat semi permeable terhadap oksigen. Aliran reaksi yang terjadi tersebut tergantung dari aliran oksigen pada katoda. Difusi oksigen dari sampel ke elektroda berbanding lurus terhadap konsentrasi oksigen terlarut.

Cara menggunakan:

- Probe diisi dengan larutan garam tertentu dan memiliki membran permiabel yang secara selektif mengalirkan DO dari air menuju larutan garam.
- DO yang terdifusi dalam larutan garam mengubah potensi listrik larutan garam.
- Perubahan tersebut yang terbaca oleh DO meter.

4) Alat Pengukur Keasaman

Alat pengukur keasaman atau pH meter adalah sebuah alat elektronik yang digunakan untuk mengukur pH (keasaman atau alkalinitas) dari suatu cairan. pH meter harus dikalibrasi sebelum dan setelah setiap pengukuran. Untuk penggunaan normal kalibrasi harus dilakukan pada awal pemakaian. Kalibrasi harus dilakukan dengan setidaknya dua standar solusi yang buffer span kisaran nilai pH yang akan diukur. pH *buffer* yang dapat diterima pada pH 4 dan pH 10. pH meter memiliki satu kontrol (kalibrasi) untuk mengatur pembacaan meter sama dengan nilai standar pertama *buffer* dan kontrol kedua (kemiringan) yang digunakan untuk mengatur pembacaan meter dengan nilai *buffer* kedua. Kontrol ketiga memungkinkan suhu harus ditetapkan. Proses kalibrasi tegangan berhubungan yang dihasilkan oleh probe (kira-kira pH 0,06 volt per unit) dengan skala pH.



Gambar 12. pH Meter

Prinsip kerja:

pH meter sebelum digunakan harus dikalibrasi terlebih dahulu. pH meter terdiri dari pengukuran khusus probe (elektroda gelas) yang terhubung ke meteran elektronik yang mengukur dan menampilkan pH pembaca. pH meter menghasilkan tegangan kecil yang diukur dan ditampilkan sebagai unit pH meter.

Cara menggunakan:

- Contoh air dimasukkan ke dalam labu Erlenmeyer setelah itu lakukan pengukuran dengan pH meter.
- Setelah dilakukan pengukuran bilas dengan air suling atau air deionized untuk menghilangkan bekas air contoh yang diukur, mengusap dengan tisu yang bersih untuk menyerap sisa air.

5) Neraca analitik

Neraca analitis digunakan untuk menimbang berat suatu bahan. Neraca analitis harus mempunyai ketelitian 0,1 mg bahkan ada yang microgram. Neraca analitik ini banyak digunakan untuk menimbang contoh yang memerlukan ketelitian sampai berat terkecil.



Gambar 13. Timbangan Analitik

Prinsip kerja:

Supaya penimbangan bahan bisa tepat, maka harus dilakukan pada kelembaban udara yang terkontrol serta suhu kamar, untuk hal tersebut pada ruang timbang dilengkapi dengan silica gel dan bahan harus dalam suhu ruang, bila

perlu bahan dimasukkan dulu dalam desikator sebelum penimbangan dilakukan agar mencapai kondisi serba sama. Untuk bahan yang bersifat mudah menyerap air (hidroskopis) harus ditimbang dalam botol timbangan yang tertutup dan penimbangan dilakukan secepat mungkin.

Cara menggunakan:

1. Sebelum menimbang

- Perhatikan apakah betul-betul neraca diletakkan mendatar dengan melihat water pas pada neraca.
- Neraca harus selalu berada dalam posisiterkunci sebelum digunakan.
- Piring neraca bersih dan pintutimbangan tertutup.
- Tombol pengontrol dan micrometer berat harus berada dalam posisi nol.

2. Meletakkan timbangan dalam posisi nol

- Dalam keadaan tanpa beban, pintu timbangan tertutup semua tombol pengontrol berat pada posisi nol.
- Kunci dilepaskan dalam keadaan beban penuh.
- Kalau skala optic telah berhenti bergerak, amati penunjuk skala nol dengan pengatur nol.
- Kembalikan tombol pengunci ke posisi semula.

3. Meletakkan beban

- Neraca dalam posisi terkunci, letakkan beban ditengah piring neraca. Gunakan pinset (penjepit). Tangan jangan masuk ke dalam ruang neraca untuk menghindari perubahan suhu atau kelembaban yang lebih besar.
- Tutup pintu timbangan begitu selesai meletakkan beban.
- Jangan letakkan bahan kimia atau contoh analisa langsung pada piring timbangan, gunakan cawan, kertas saring atau gelas arloji.

4. Penimbangan bahan

- Lepaskan tombol pengunci dalam posisi setengah terkunci.
- Dengan tombol satuan gram cari berat kasar dari beban.
- Kalau beban lebih besar dari 100 gram, gunakan tombol puluhan gram sampai terlihat skala bergerak bebas.
- Kembalikan tombol pengunci ke posisi terkunci, setelah berhenti sejenak lepaskan tombol pengunci pada posisi bebas penuh.

- Setelah skala berhenti, pembacaan yang tepat diatur oleh micrometer.
- Jumlah gram langsung dibaca disebelah kiri tanda titik dan angka disebelah kanan, titik dibaca dengan nonius atau dengan cara lain tergantung jenis timbangan. Ada yang sampai empat angka dibelakang titik.

5. Selesai menimbang

- Tuliskan angka hasil penimbangan.
- Kembalikan tombol pengunci dalam posisi terkunci.
- Ambil bahan dari piring timbangan.
- Kembalikan semua tombol pemberat ke posisi nol.

Penanganan sampel kualitas air

Contoh air merupakan pengumpulan volume air yang akan diteliti, dengan jumlah sekecil mungkin akan tetapi mewakili (*representative*). Penerapan metode penyampelan air ini sangat dipengaruhi oleh pemeriksaan komponen fisika, kimia, mikrobiologi dan biologi yang akan dianalisa untuk mengetahui konsentrasi dan setiap komponen air dan untuk mengetahui beban pencemaran yang terjadi dalam suatu badan air tersebut. Dengan demikian analisa di laboratorium sangat memerlukan suatu media/wadah pengangkut air dari lokasi pengambilan sampel dan juga tidak terlepas dari pengawetan/upaya menjaga sifat air agar tetap sama dengan sifat air dilokasi pengambilannya.

Cara pengawetan sampel tergantung dari analisa yang akan dilakukan, juga bagi unsur-unsur tertentu. Cara analisa dapat juga dipilih tergantungkemungkinan dan cara pengawetan yang ada. Salah satu cara pengawetan sampel yang umum adalah suasana dingin, sampel diangkut dalam kotak isometric yang mengandung es biasa atau es kering (CO₂), lalu disimpan di kulkas atau *freezer*.

Fungsi pengawetan adalah memperlambat proses perubahan kimia dan biologis yang tidak terelakan. Pengawetan sangat sukar karena hampir semua pengawet mengganggu untuk beberapa pengujian. Menyimpan sampel pada suhu rendah (4°C) mungkin merupakan cara terbaik. Cara pengawetan sampel yang dilakukan dalam praktek kali ini adalah seperti yang ada dalam tabel berikut :

Tabel 4. Cara Pengawetan Contoh

Parameter	Wadah	Pengawetan	Lama penyimpanan
Temperatur	Ceregen/botol	Tanpa pengawetan	-
pH	Ceregen/botol	Tanpa pengawetan dan simpan pada suhu 4°C	2 jam
Kekeruhan	Ceregen/botol	Simpan dalam botol gelap	1/2 hari
Oksigen terlarut (DO)	Ceregen/botol	Langsung diukur	0,5 jam tidak boleh 8 jam
BOD	Ceregen/botol	Dinginkan pada suhu 4°C	6 jam/14 hari
COD	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	7/28 hari
Bahan total organic karbon	Botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	7/28 hari
Nitrogen		Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	7/28 hari
Nitrat	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	48 jam/28 hari
Nitrit	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	0/48 jam
Ammonia	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	7/28 hari
Total nitrogen	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C + H ₂ SO ₄ sampai pH<2	7/28 hari
Phosphor	Ceregen/botol	Simpan pada suhu 4°C	48 jam/28 hari

Pengawetan sampel plankton dan makrobentos adalah dengan fiksasi dan dengan larutan formalin 2-5%. Larutan ini mudah diperoleh dan murah. Formalin 40% komersial merupakan larutan jenuh gas formaldehida dan air. Penggunaannya sebagai larutan fiksasi atau pengawet harus melalui pengenceran dengan perbandingan 1:5. Untuk penyimpanan dalam jangka panjang sebaiknya sampel plankton diawetkan dengan larutan formalin 5% dalam air suling. Sampel disimpan dalam botol yang tertutup rapat. Sampel plankton paling baik difiksasi dan diawetkan dengan lugol iodine yang ditambah dengan asam asetat. Hal ini agar warna plankton tidak berubah, sehingga memudahkan pada saat identifikasi

Faktor-Faktor saat Pengambilan Contoh dan Analisis Kualitas Air

1) Penyiapan peralatan dan sterilisasi

Penyiapan peralatan dan sterilisasi adalah salah satu proses yang sangat penting dalam penelitian. Sebab kedua faktor ini akan mendukung hasil pengamatan. Kita ketahui bahwa di alam semesta ini banyak sekali bertebaran mikroorganisme, mereka hampir terdapat di semua tempat. Tidak heran jika kita bisa terkontaminasi dimana saja, meskipun kita menganggap tempat tersebut sudah steril.

Dalam proses pengambilan contoh sebelum kita menuju penyiapan peralatan, maka yang harus kita lakukan lebih dahulu adalah sterilisasi. Tujuannya agar alat-alat tersebut benar-benar steril dan bersih dari mikroorganisme lain yang akan menjadi kontaminan. Sterilisasi yang kita lakukan adalah sterilisasi dengan pencucian. Sterilisasi ini selain bertujuan untuk menjaga mutu kebersihan. Masalah yang sering kita hadapi dalam pengambilan contoh adalah tingkat kesterilan alat-alat yang akan digunakan, bahkan yang lebih parah lagi adalah alat yang akan digunakan untuk mensterilkan benda-benda tersebut juga malah tidak berfungsi dengan baik. Sehingga dalam hal ini akan memacu tingkat kegagalan dalam pengamatan.

2) Persiapan bahan-bahan kimia

Persiapan baahn-bahan kimia yang akan digunakan penting untuk dilakukan sebelum mengambil dan menganalisis contoh air. Hal tersebut agar bahan kimia sudah tersedia dan siap digunakan sesuai dengan fungsinya, sehingga penggunaannya pun tepat dilakukan. Seperti halnya formalin dan lugol yang baik digunakan untuk mengawetkan sampel plankton adalah 4 %. Banyaknya jumlah tetesan yang digunakan juga sangat mempengaruhi pengawetan. Oleh karenanya hal ini harus diperhatikan agar dosis bahan kimia tersebut tidak merusak sampel.

Bahan-bahan kimia yang digunakan untuk analisis kualitas air harus dilihat dan diperhatikan. Hal tersebut dikarenakan ada beberapa bahan kimia yang berbahaya apabila mengenai kulit, seperti H_2SO_4 pekat. sehingga dalam penggunaannya harus mendapatkan perhatian lebih. Normalitas suatu bahan kimia pun harus diperhatikan, hal tersebut dikarenakan nilai normalitas sangat dibutuhkan dalam perhitungan.

3) Teknik pengambilan contoh

Teknik pengambilan kualitas air hendaknya didahulukan mengambil contoh air terlebih dahulu. Hal ini dikarenakan agar contoh air tidak terpengaruh oleh alat-alat pengambilan yang akan mengganggu kualitas air. Seperti pengambilan substrat dan makrobentos hendaknya dilakukan di akhir, hal tersebut dikarenakan pengambilan contoh tersebut akan membuat teraduknya air dengan substrat, yang nantinya akan berpengaruh dengan nilai kualitas air lainnya yang belum diukur.

4) Pencatatan data contoh

Pencatatan hal-hal yang berkaitan dengan contoh penting dilakukan, Hal tersebut data yang dicatat akan mebantu memudahkan kita dalam melakukan pengamatan. Selain itu juga memudahkan dalam perhitungan.

DISSOLVED OXYGEN

DO adalah konsentrasi gas oksigen (O_2) yang terlarut dalam air. Oksigen terlarut dapat berasal dari hasil fotosintesis oleh fitoplankton dan tanaman air lain serta difusi dari udara (Barus 2001 *in* Meidiana 2003). Suhu, salinitas, turbulensi air, dan tekanan atmosfer dapat mempengaruhi kadar oksigen terlarut di perairan (Effendi 2003). Proses dekomposisi secara aerob memerlukan oksigen secara terus menerus, sedangkan dekomposisi anaerob tidak memerlukan oksigen. Kadar oksigen terlarut dapat berkurang menjadi nol (anaerob) akibat proses dekomposisi bahan organik dan oksidasi bahan anorganik (Anggraini 2008)

Metode

Kadar oksigen terlarut dalam air dapat ditentukan dengan dua cara yaitu dengan cara titrasi atau dikenal dengan metode Winkler dan dengan menggunakan alat ukur elektronik yang disebut DO-meter. Air sampel berasal dari kolam MSP. Pengukuran DO dilakukan di lapangan (di kolam MSP) menggunakan metode Winkler dan DO meter. Selain itu, air sampel dibawa dan diukur di Laboratorium Produktivitas Lingkungan, Fakultas Perikanan dan Ilmu Kelautan, Institut Pertanian Bogor dengan menggunakan metode Winkler.

Prinsip analisis

Prinsip analisis metode Winkler adalah pengikatan oksigen oleh pereduksi MnO_4 menjadi $Mn(OH)_2$ dan membebaskan I_2 . Jumlah I_2 yang dibebaskan sama dengan O_2 yang ada di perairan. Adapun metode DO meter prinsipnya adalah pembacaan secara digital dengan penghantaran menggunakan elektroda yang dicelupkan ke dalam air sampel.

Prosedur kerja

Air sampel dimasukkan ke dalam botol BOD sebanyak 125 ml lalu diberi $MnSO_4$ 1 ml dan $NaOH + KI$ 1 ml. Botol BOD ditutup dan aduk kemudian didiamkan sehingga terbentuk endapan cokelat. H_2SO_4 pekat sebanyak 1 ml ditambahkan ke dalam larutan hingga endapan cokelat berubah warna dari kuning tua menjadi larut menjadi warna kuning tua. Sebanyak 25 ml air dituangkan ke dalam erlenmeyer kemudian dititrasi dengan Na-Thiosulfat sampai berwarna

kuning muda. Setelah itu ditambahkan 2-3 tetes indikator amilum hingga berubah warna menjadi biru, lalu dititrasasi lagi dengan Na-Thiosulfat hingga berubah warna menjadi bening tidak berwarna.

Hasil dan pembahasan

$$mg O_2/l = \frac{ml \text{ titran Na - tiosulfat} \times N.Na - tiosulfat \times 8 \times 1000}{ml \text{ sampel} \times \frac{(ml \text{ botol BOD} - ml \text{ reagen})}{(ml \text{ botol BOD})}}$$

Ulangan 1:

$$\begin{aligned} mg O_2/l &= \frac{ml \text{ titran Na - tiosulfat} \times N.Na - tiosulfat \times 8 \times 1000}{ml \text{ sampel} \times \frac{(ml \text{ botol BOD} - ml \text{ reagen})}{(ml \text{ botol BOD})}} \\ &= \frac{0.9 \times 0.0241 \times 8 \times 1000}{25 \times \frac{125 - 3}{125}} \\ &= 6.92 \text{ mg/L} \end{aligned}$$

Ulangan 2:

$$\begin{aligned} mg O_2/l &= \frac{ml \text{ titran Na - tiosulfat} \times N.Na - tiosulfat \times 8 \times 1000}{ml \text{ sampel} \times \frac{(ml \text{ botol BOD} - ml \text{ reagen})}{(ml \text{ botol BOD})}} \\ &= \frac{0.9 \times 0.0241 \times 8 \times 1000}{25 \times \frac{125 - 3}{125}} \\ &= 6.92 \text{ mg/L} \end{aligned}$$

Ulangan 3:

$$\begin{aligned} mg O_2/l &= \frac{ml \text{ titran Na - tiosulfat} \times N.Na - tiosulfat \times 8 \times 1000}{ml \text{ sampel} \times \frac{(ml \text{ botol BOD} - ml \text{ reagen})}{(ml \text{ botol BOD})}} \\ &= \frac{0.8 \times 0.0241 \times 8 \times 1000}{50 \times \frac{125 - 3}{125}} \\ &= 6.16 \text{ mg/L} \end{aligned}$$

Berdasarkan hasil pengukuran, kisaran konsentrasi oksigen terlarut di kolam MSP adalah 6,16 – 6,92 mg/l. Menurut Kadar oksigen terlarut dalam perairan alami bervariasi tergantung pada suhu, salinitas, turbulensi air dan tekanan atmosfer. Kadar oksigen berkurang dengan meningkatnya suhu, ketinggian (altitude) dan berkurangnya tekanan atmosfer (Jeffries dan Mills 1996 dalam

Effendi 2000). Menurut Effendi (2000) kadar oksigen di terlarut di perairan tawar pada suhu 25°C berkisar 8 mg/l. Namun pada praktikum ini diperleh DO berada di bawah nilai tersebut. Hal ini dikarenakan pengukuran yang dilakukan di sore hari, dimana cahaya matahari yang membantu proses fotosintesis yang menjadi penyuplai utama oksigen di perairan juga minim. Akibatnya DO perairan ketika diukur lebih rendah dibandingkan dengan kondisi pada umumnya. Suhu perairan harusnya disertakan dalam pengukuran, untuk dapat mengetahui tingkat saturasi kelarutan oksigen di perairan.

BIOCHEMICAL OXYGEN DEMAND

BOD atau *Biochemical Oxygen Demand* adalah suatu karakteristik yang menunjukkan jumlah oksigen terlarut yang diperlukan oleh mikroorganisme (biasanya bakteri) untuk mengurai atau mendekomposisi bahan organik dalam kondisi aerob. BOD sebagai suatu ukuran jumlah oksigen yang digunakan oleh populasi mikroba yang terkandung dalam perairan sebagai respon terhadap masuknya bahan organik yang dapat diurai. Pengertian ini dapat dikatakan bahwa walaupun nilai BOD menyatakan jumlah oksigen, tetapi untuk lebih mudahnya dapat juga diartikan sebagai gambaran jumlah bahan organik mudah urai (*biodegradable organics*) yang ada di perairan (Milan et al, 2009).

Biochemical Oxygen Demand (BOD) merupakan gambaran kadar bahan organik, yaitu jumlah oksigen yang dibutuhkan oleh mikroba aerob untuk mengoksidasi bahan organik menjadi karbondioksida dan air (Davis dan Cornwell 1991, diacu dalam Effendi, 2003). Kebutuhan oksigen biologi suatu badan air adalah banyaknya oksigen yang dibutuhkan oleh organisme yang terdapat di dalamnya untuk bernafas. Oleh karena itu, perlu diukur kadar oksigen terlarut pada saat pengambilan contoh air (BOD₀ hari) dan kadar oksigen terlarut dalam contoh air yang telah disimpan selama lima hari (BOD₅ hari), karena pada umumnya perkembangan organisme maksimum selama lima hari (Ivandini, et al, 2011).

BOD merupakan parameter yang sangat berpengaruh terhadap ketersediaan oksigen terlarut dan nilai pH. Apabila kandungan BOD tinggi, maka akan mengakibatkan penyusutan oksigen terlarut melalui proses penguraian bahan organik pada kondisi aerobik dan penurunan nilai pH dalam suatu perairan (Barus 2002).

Faktor-Faktor yang Mempengaruhi BOD

Faktor-faktor yang mempengaruhi BOD adalah jumlah senyawa organik yang diuraikan, tersedianya mikroorganisme aerob dan tersedianya sejumlah oksigen yang dibutuhkan dalam proses penguraian tersebut. Nilai BOD perairan dipengaruhi oleh suhu, densitas plankton, keberadaan mikroba, dan jenis serta kandungan bahan organik. Pada perairan alami, yang berperan sebagai sumber

bahan organik adalah pembusukan tanaman. Menurut PP No. 82 (2001), bahwa kandungan BOD yang mendukung kehidupan ikan di perairan adalah < 6 mg/L.

Selama pemeriksaan BOD, contoh yang diperiksa harus bebas dari udara luar mencegah kontaminasi dari oksigen yang ada di udara bebas. Konsentrasi air buangan/ sampel tersebut yang harus berada pada suatu tingkat pencemaran tertentu. Hal ini untuk menjaga supaya oksigen terlarut selalu ada selama pemeriksaan. Hal ini penting diperhatikan mengingat kelarutan oksigen dalam air terbatas dan hanya berkisar ~ 9 ppm pada suhu 20°C (Salmin dalam Tarigan, 2012). Faktor-faktor yang mempengaruhi BOD adalah jumlah senyawa organik yang diuraikan, tersedianya mikroorganisme aerob dan tersedianya sejumlah oksigen yang dibutuhkan dalam proses penguraian tersebut (Barus, 1990 dalam Tarigan, 2012).

Metode dan Prinsip Analisis BOD

Pengukuran BOD menggunakan metoda yang sama dengan pengukuran DO. Prinsip analisisnya adalah jumlah bahan organik yang dapat terdekomposisi terlihat dari jumlah oksigen yang terpakai dalam mendekomposisi, oleh karena itu digunakan dua botol dalam pengukuran ini untuk tiap sampel. Botol pertama langsung ditentukan kadar oksigen terlarutnya, sedangkan botol kedua disimpan dalam BOD inkubator pada suhu 20°C selama 5 hari karena pada saat itu proses dekomposisi berjalan optimum sekitar 75% bahan organik telah terdekomposisi.

Prosedur Kerja BOD

Adapun Prosedur penentuan BOD dilakukan adalah sebagai berikut:

1. Diambil air sampel sebanyak 1-2 L dari kedalaman yang dikehendaki.
2. Karena air sampel keruh, maka diencerkan menggunakan akuades bebas biota. Pengenceran dilakukan sebesar 20% atau sebanyak 5 kali (60 mL sampel + 240 mL akuades).
3. Ditambahkan unsur hara untuk menunjang metabolisme mikroba yang akan mendekomposisi. Unsur hara yang diberikan adalah N, P, Mg, Ca, dan Fe, masing-masing sebanyak 0,3 mL.

4. Dilakukan peningkatkan kadar oksigen air sampel dengan aerasi menggunakan aerator selama kurang lebih 5 menit, untuk membuat ketersediaan oksigen yang berlebih untuk proses dekomposisi sampai hari akhir inkubasi.
5. Dilakukan pemindahan air sampel ke dalam dua botol BOD sampai penuh. Air dalam botol BOD pertama langsung dianalisis kadar oksigen terlarutnya (DO_0). Botol BOD kedua dan air sampel di dalamnya diinkubasi dalam BOD inkubator pada suhu 20 °C. Setelah lima hari, tentukan kadar oksigen terlarut dalam botol gelap (DO_5).

Hasil Analisis dan Pembahasan

Uji BOD merupakan uji biokimia yang bertujuan mengukur jumlah zat organik yang mungkin dioksidasi oleh bakteri-bakteri aerobik, yang biasanya diukur pada jangka waktu lima hari pada suhu 20 °C. Hasil uji BOD dapat diterjemahkan sebagai jumlah oksigen yang digunakan selama oksidasinya karena terdapat hubungan kuantitatif di antara jumlah oksigen yang perlu untuk mengubah sejumlah campuran organik menjadi karbondioksida dan air (Mahida, 1993).

Dalam uji BOD, hilangnya oksigen terlarut yang utama adalah disebabkan oleh penguraian dengan melihat perbandingan tingkat oksigen terlarut dalam sampel air tawar dengan air yang sama setelah disimpan selama beberapa waktu pada ruang gelap. Penurunan oksigen terlarut yang terukur membantu untuk menduga penurunan tingkat oksigen terlarut di air alam (Michael, 1996).

Pada praktikum produktivitas perairan ini, hasil pengukuran BOD yang diperoleh pada kolam MSP adalah 0,922 mg/L. Ini menunjukkan bahwa nilai BOD diperairan ini tergolong rendah, artinya bahwa perairan kolam MSP ini masih tergolong tidak tercemar atau subur. Kandungan BOD mencerminkan tingginya bahan organik yang dapat didegradasi secara biologis (Boyd dalam Pratiwi et al, 2011). Nilai kisaran BOD tersebut masih berada pada kisaran kualitas air tidak tercemar. Ini sesuai dengan pendapat Lee et al (1978) mengatakan bahwa jika nilai BOD suatu perairan $\leq 2,8$ ppm tidak tercemar, 3,0 – 5,0 tercemar ringan, 5,1 – 14,9 tercemar sedang dan ≥ 15 tercemar berat.

Pada perairan alami, yang berperan sebagai sumber bahan organik adalah pembusukan tanaman. Perairan alami memiliki nilai BOD antara 0,5 – 7,0 mg/L (Jeffries dan Mills dalam Effendi 2003). Perairan yang memiliki nilai BOD lebih

dari 10 mg/L dianggap telah mengalami pencemaran. ini juga menunjukkan bahwa perairan kolam MSP tergolong subur ini dapat dilihat dari nilai BOD yaitu 0,922 mg/L.

BOD merupakan salah satu indikator pencemaran organik pada suatu perairan. Perairan dengan nilai BOD yang tinggi mengindikasikan bahwa air tersebut tercemar oleh bahan organik (Sastrawijaya dalam Silalahi 2009). Jika jumlah bahan organik dalam air hanya sedikit, maka bakteri aerob mudah memecahkan tanpa mengganggu keseimbangan oksigen dalam air. Tetapi jika jumlah bahan organik itu banyak, maka bakteri pengurai ini akan berlipat ganda karena banyak makanan dan menyebabkan kekurangan oksigen. Oksidasi aerob dapat menyebabkan penurunan kandungan oksigen terlarut diperairan amapai tingkat terendah, sehingga kondisi perairan menjadi anaerob yang dapat mengakibatkan kematian organisme akuatik (Lee et al, 1978).

Pada dasarnya, proses oksidasi bahan organik berlangsung lama, namun untuk kepentingan praktis, proses oksidasi dianggap berlangsung lengkap selama dua puluh hari. Meskipun demikian penentuan BOD selama dua puluh hari dianggap terlalu lama. Oleh karena itu, pengukuran nilai BOD didasarkan pada lima hari inkubasi pada suhu 20° C. Selain memperpendek waktu yang diperlukan, hal ini juga dimaksud untuk meminimalkan pengaruh oksidasi amonia yang juga menggunakan oksigen. Proses oksidasi amonia (nitrifikasi) berlangsung pada hari ke 8 – 10. Selama lima hari masa inkubasi, diperkirakan 70 % - 80 % bahan organik telah mengalami oksidasi (Effendi 2003).

CHEMICAL OXYGEN DEMAND

Chemical Oxygen Demand (COD) adalah jumlah oksigen yang diperlukan untuk mengurai seluruh bahan organik yang terkandung dalam air. Selisih nilai antara COD dan BOD memberikan gambaran besarnya bahan organik yang sulit terurai yang ada di perairan. Nilai BOD dapat sama dengan COD, tetapi BOD tidak dapat lebih besar dari COD. Jadi COD menggambarkan jumlah total bahan organik yang ada.

COD merupakan jumlah oksigen yang dibutuhkan dalam proses oksidasi kimia yang dinyatakan dalam mg/liter atau ppm. Chemical Oxygen Demand atau Kebutuhan Oksigen Kimia (KOK) adalah jumlah oksigen (mg O_2) yang dibutuhkan untuk mengoksidasi zat-zat organik yang ada dalam satu liter sampel air, dimana pengoksidasi $\text{K}_2\text{Cr}_2\text{O}_7$ digunakan sebagai sumber oksigen.

COD (Chemical Oxygen Demand) erat kaitannya dengan BOD. Banyak zat organik yang tidak mengalami pengukuran biologi secara cepat berdasarkan pengujian BOD. Tetapi senyawa-senyawa organik itu tetap menurunkan kualitas air. Karena itu perlu diketahui konsentrasi dalam limbah dan setelah masuk kedalam perairan (Silalahi 2009).

Hardjojo dan Djokosetiyanto (2005) menyatakan bahwa COD (Chemical Oxygen Demand) merupakan suatu uji yang menentukan jumlah oksigen yang dibutuhkan oleh bahan oksidan. Uji COD biasanya menghasilkan nilai kebutuhan oksigen yang lebih tinggi dibandingkan uji BOD karena bahan-bahan yang stabil terhadap reaksi biologi dan mikroorganisme dapat ikut teroksidasi dengan uji COD. Angka COD merupakan ukuran bagi pencemaran air oleh zat-zat organik yang secara alami dapat dioksidasikan melalui proses mikrobiologis yang mengakibatkan berkurangnya oksigen terlarut di dalam air. Sedangkan nilai COD dapat memberikan indikasi kemungkinan adanya pencemaran limbah industri di dalam perairan (Alaerts dan Santika, 1987).

Faktor-Faktor yang Mempengaruhi Keberadaan COD

Faktor-faktor yang mempengaruhi keberadaan COD antara lain: volume reaktor atau air, waktu tinggal padatan atau substrat, permintaan oksigen dan volume lumpur (Pazstor et al, 2009). Kadar COD akan lebih tinggi terjadi pada

musim kemarau dibandingkan pada musim hujan. Air hujan yang jatuh di perairan dan mengencerkan pencemar bahan organik sehingga menurunkan kadar BOD dan COD (Ratna, 2009).

Metode dan prinsip analisis COD

Metode yang digunakan untuk pengujian kebutuhan oksigen kimiawi dalam praktikum ini adalah dengan reduksi $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$ secara spektrofotometri pada kisaran nilai KOK 100 mg/L sampai dengan 900 mg/L pada panjang gelombang 600 nm dan nilai KOK lebih kecil 100 mg/L pengukuran dilakukan pada panjang gelombang 420 nm. KOK (Chemical Oxygen Demand = COD) adalah jumlah oksidan $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$ yang bereaksi dengan contoh uji dan dinyatakan sebagai mg O_2 untuk tiap kali 1000 mL contoh uji. Senyawa organik, terutama organik dalam contoh uji dioksidasi oleh $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$ dalam refluks tertutup menghasilkan Cr^{3+} .

Jumlah oksidan yang dibutuhkan dinyatakan dalam ekuivalen oksigen (O_2 mg/L) diukur secara spektrofotometri sinar tampak $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$ kuat mengabsorpsi pada panjang gelombang 400 nm dan Cr^{3+} kuat mengabsorpsi pada panjang gelombang 600 nm. Untuk nilai KOK 100 mg/L sampai dengan 900 mg/L ditentukan kenaikan Cr^{3+} pada panjang gelombang 600 nm. Pada contoh uji dengan nilai KOK yang lebih tinggi, dilakukan pengenceran terlebih dahulu sebelum pengujian. Untuk nilai KOK lebih kecil atau sama dengan 90 mg/L ditentukan pengurangan konsentrasi $\text{Cr}_2\text{O}_7^{2-}$ pada panjang gelombang 420 nm.

Prosedur kerja COD

Adapun prosedur kerja COD dalam praktikum ini adalah sebagai berikut:

- a. Dinginkan perlahan-lahan contoh yang sudah direfluks sampai suhu ruang untuk mencegah terbentuknya endapan. Jika perlu, saat pendinginan sesekali tutup contoh dibuka untuk mencegah adanya tekanan gas.
- b. Biarkan suspensi mengendap dan pastikan bagian yang akan diukur benar-benar jernih.anti
- c. ukur contoh dan larutan standar pada panjang gelombang yang telah ditentukan (420 nm atau 600 nm).
- d. Pada panjang gelombang 600 nm, gunakan blanko yang tidak refluks sebagai larutan referensi.

- e. Jika konsentrasi KOK lebih kecil atau sama dengan 90 mg/L. Lakukan pengukuran pada panjang gelombang 420 nm, gunakan pereaksi air sebagai larutan referensi.
- f. ukur absorbsi blanko yang tidak direfluks yang mengandung dikromat, dengan pereaksi air sebagai pengganti contoh uji, akan memberikan absorbsi dikromat awal.
- g. Perbedaan absorbansi antara contoh yang direfluks dan yang tidak direfluks adalah pengukuran KOK contoh uji.
- h. Plot absorbansi antara blanko yang direfluks dan di absorbansi larutan standar yang direfluks terhadap nilai KOK untuk masing-masing standar.
- i. Lakukan analisis Duplo.

Untuk perhitungan :

Nilai KOK : sebagai mg/L O₂

- a). Masukkan hasil pembacaan absorbansi contoh uji kedalam kurva kalibrasi
- b). Nilai KOK adalah hasil pembacaan konsentrasi uji dari kurva kalibrasi

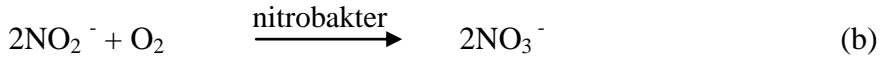
NITRAT

Nitrat yang merupakan garam dari asam sendawa dengan ion terdiri dari satu nitrogen dan tiga oksigen atom (NO_3^-). Dalam kimia organik yang esters dari asam sendawa dan berbagai alcohols dipanggil nitrates. Nitrat (NO_3^-) yang larut air-molekul yang terdiri dari nitrogen dan oksigen. Ia dibentuk ketika nitrogen dari ammonia atau sumber lain dengan menggabungkan oxygenated air. Asam nitrat adalah zat cair tidak berwarna yang jika terkena sinar matahari akan terjadi penguraian (akan terjadi perubahan warna menjadi kuning hingga merah) (www.artidefinisi.com).

Ion nitrat yang merupakan polyatomic ion dengan rumus empiris NO_3^- dan molekular massa dari 62,0049. Ini merupakan dasar mentafsirkan dari asam sendawa, yang terdiri dari satu pusat nitrogen atom dikelilingi oleh tiga atom oksigen sama dalam trigonal planar susunan. Nitrat yang mengandung ion yang resmi biaya dari satu negatif, di mana masing-masing membawa oksigen yang $-2 / 3$ biaya sementara nitrogen membawakan sebuah 1 biaya, dan umumnya digunakan sebagai contoh resonansi. Seperti isoelectronic carbonate ion, ion nitrat yang dapat diwakili oleh struktur resonansi. Hampir semua garam nitrat anorganik yang larut dalam air pada suhu dan tekanan standar. Dalam kimia organik yang nitrat adalah kelompok fungsional dengan rumus kimia umum RONO_2 di mana R berdiri untuk setiap residu organik. Mereka adalah esters dari asam sendawa dan alcohols dibentuk oleh nitroxilation. Contohnya adalah methyl nitrat dibentuk oleh reaksi dari Methanol dan asam sendawa, yang nitrat dari tartaric acid, dan tidak tepat bernama nitroglycerin.

Nitrat sangat mudah larut dalam air dan bersifat stabil. Senyawa ini dihasilkan dari proses oksidasi sempurna senyawa nitrogen di perairan. Nitrifikasi yang merupakan proses oksidasi ammonia menjadi nitrit dan nitrat adalah proses yang penting dalam siklus nitrogen dan berlangsung pada kondisi aerob. Oksidasi ammonia menjadi nitrit dilakukan oleh bakteri *Nitrosomonas*, sedangkan oksidasi nitrit menjadi nitrat dilakukan oleh bakteri *Nitrobacter*. Kedua jenis bakteri tersebut merupakan bakteri kemotrofik, yaitu bakteri yang yang mendapatkan energi dari proses kimiawi.

Oksidasi nitrit menjadi ammonia ditunjukkan dalam persamaan berikut (a). Sedangkan oksidasi nitrit menjadi nitrat ditunjukkan dalam persamaan (b).



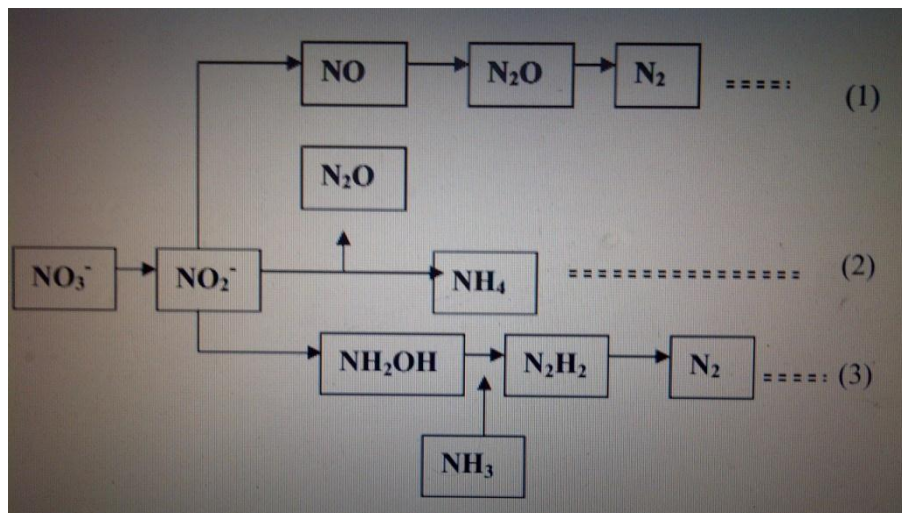
(Effendi,2003)

Dalam kondisi dimana konsentrasi oksigen terlarut sangat rendah dapat terjadi kebalikan dari stratifikasi yaitu proses denitrifikasi dimana nitrat akan menghasilkan nitrogen bebas yang akhirnya akan lepas ke udara atau dapat juga kembali membentuk amonium dan amoniak melalui proses amonifikasi nitrat. Nitrat dapat digunakan untuk mengklasifikasi tingkat kesuburan perairan. Perairan oligotrofik kadar nitrat ideal 0 – 1 mg/l, perairan mesotrofik kadar nitrat ideal 1 – 5 mg/l, perairan eutrofik kadar nitrat ideal 5 – 50 mg/l. Menurut Alaerts dan Santika (1984), Analisa nitrat cukup sulit karena rumit dan pekat terhadap berbagai jenis gangguan. Namun, ada beberapa cara analisa yang tersedia antara lain:

- Analisa spektrofotometris pada panjang gelombang 220 nm (sinar ultra ungu yang cocok sebagai analisa penduga bagi air tanpa zat organik dengan kadar NO₃-N antara 0,1 – 11 mg/l);
- Analisa dengan elektroda khusus (dan pH meter) yang cocok sebagai analisa penduga baik untuk air bersih maupun air buangan dengan skala kadar NO₃ antara 0,2 – 1.400 mg/l;
- Analisa dengan brucine untuk air dengan kadar 0,1 – 2 mg NO₃-N/l;
- Analisa dengan asam kromotropik untuk air dengan kadar 0,1 – 5 mg NO₃-N/l;
- Analisa dengan reduksi menurut Devarda untuk air dengan kadar NO₃-N lebih dari 2 mg/l;
- Analisa kolorimetris khusus bagi nitrit, setelah semua zat nitrat direduksi oleh butir kadmium (Cd). Metode ini cocok untuk air dengan kadar NO₃-N antara 0,01 – 1 mg/l.

Konsentrasi nitrat pada perairan dipengaruhi oleh proses nitrifikasi. Rusmana (2003) menyatakan bahwa terdapat tiga proses reduksi nitrat disimilatif pada bakteri yaitu: denitrifikasi, reduksi nitrat menjadi amonium disimilatif, dan oksidasi amonium disimilatif (anaerob ammonia oxidation). Denitrifikasi adalah proses reduksi nitrat menjadi N_2O atau N_2 . Pada proses ini bakteri menggunakan nitrat sebagai penerima electron terakhir untuk memperoleh energi pada kondisi O_2 terbatas atau anaerob (Ricardson *et al.* 2001). Reduksi nitrat menjadi amonium disimilatif adalah proses untuk menghilangkan kelebihan tenaga pereduksi dan menunjang pertumbuhan bakteri pada kondisi anaerob (Cole 1996). Anamoks adalah oksidasi amonia secara anaerobic dimana terjadi perubahan amonium dan nitrat atau nitrit menjadi gas nitrogen. Pada metabolisme ini membentuk senyawa antara hidroksil amin dan hidrazin (Jetten *et al.* 2001).

Tiga lintasan proses reduksi nitrat oleh aktivitas bakteri dapat digambarkan sebagai berikut (Rusmana 2003):



Gambar 14. Lintasan reduksi nitrat oleh aktivitas bakteri (1) Denitrifikasi, (2) Reduksi nitrat amonifikasi disimilatif, (3) Oksidasi amonia secara anaerob

Metode dan Prinsip Analisis

Metode yang digunakan dalam praktikum ini adalah metode Brucine (APHA, 1979), serta dengan menggunakan spektrofotometer merupakan alat untuk mengukur konsentrasi nitrat – fosfat. Konduktimeter merupakan alat untuk mengukur daya hantar arus listrik.

Penentuan nitrat dengan menggunakan metode Brucine (APHA, 1979), dengan pereaksi-pereaksibrucine dan asam sulfat pekat. Reaksi brucine dengan nitrat membentuk senyawa yang berwarna kuning. Kecepatan reaksi ini sangat dipengaruhi oleh tingkat panas larutan. Pemanasan larutan dilakukan dengan penambahan asam sulfat pekat. Metoda ini hanya bisa sesuai untuk air sampel yang kadar nitrat nitrogennya 0,1 – 2 ppm (selang terbaik : 0,1 – 1 ppm NO₃). Bila diduga air sampel mengandung nitrat lebih besar atau lebih kecil dari selang ini, disarankan untuk menggunakan metode sebagaimana disarankan APHA (1989).

Prosedur Kerja

1. Air contoh disaring;
2. Pipet 5 ml air contoh, lalu masukan ke tabungreaksi;
3. Tambahkan 0,5 ml (10 tetes) brucine;
4. Tambahkan 5 ml H₂SO₄ pekat, lalu ditutup dan kemudian diaduk dengan vibrofix;
5. Air contoh dipanaskan dalam hotplate 30 menit, didiamkan hingga dingin;
6. Ukur absorbansi pada spektrofotometer dengan $\lambda = 410$ nm.

Hasil dan Pembahasan

Nilai absorbansi yang diperoleh untuk 3 sampel air yaitu:

$$Y_1 = 0,026$$

$$Y_2 = 0,016$$

$$Y_3 = 0,022$$

Berdasarkan hasil regresi antara konsentrasi nitrat (mg/l) dengan absorbansi nitrat pada spektrofotometer dimana $\lambda = 410$ nm, didapatkan persamaan yaitu:

$$y = 0,0161 + 0,4281x$$

Nilai absorbansi tiap sampel dimasukan dalam persamaan di atas maka diperoleh konsentrasi nitrat tiap sampel sebagai berikut:

$$Y_1 = 0,0161 + 0,4281 x_1$$

$$0,026 = 0,0161 + 0,4281 x_1$$

$$X_1 = 0,023 \text{ mg/l}$$

$$Y_2 = 0,0161 + 0,4281 x_2$$

$$0,016 = 0,0161 + 0,4281 x_1$$

$$X_2 = 0,005 \text{ mg/l}$$

$$Y_3 = 0,0161 + 0,4281 x_3$$

$$0,0222 = 0,0161 + 0,4281 x_3$$

$$X_3 = 0,013 \text{ mg/l}$$

Maka jika untuk membandingkan konsentrasi nitrat dengan status mutu air digunakan metode STORET. Metoda STORET merupakan salah satu metoda untuk menentukan status mutu air yang umum digunakan. Dengan metoda STORET ini dapat diketahui parameter-parameter yang telah memenuhi atau melampaui baku mutu air.

Secara prinsip metoda STORET adalah membandingkan antara data kualitas air dengan baku mutu air yang disesuaikan dengan peruntukannya guna menentukan status mutu air. Cara untuk menentukan status mutu air adalah dengan menggunakan sistem nilai dari “US-EPA (*Environmental Protection Agency*)” dengan mengklasifikasikan mutu air dalam empat kelas (KepMen LH No. 115 tahun 2003), yaitu :

(1) Kelas A : baik sekali, skor = 0 → memenuhi baku mutu

(2) Kelas B : baik, skor = -1 s/d -10 → cemar ringan

(3) Kelas C : sedang, skor = -11 s/d -30 → cemar sedang

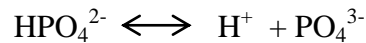
(4) Kelas D : buruk, skor \geq -31 → cemar berat

Berdasarkan baku mutu air dan nilai konsentrasi nitrat yang diperoleh maka ke 3 sampel termasuk ke dalam kelas A dengan skor = 0, yang artinya air sampel memenuhi baku mutu air yang baik sekali.

Dengan nilai $R^2 = 99,96 \%$, hal tersebut menunjukkan bahwa konsentrasi nitrat memiliki pengaruh yang kuat terhadap absorbansi nitrat pada spektrofotometer dimana $\lambda = 410 \text{ nm}$ yakni sebesar 99,96 %.

ORTOFOSFAT

Menurut Effendi (2003), di perairan unsur fosfor tidak ditemukan dalam bentuk bebas sebagai elemen, melainkan dalam bentuk senyawa anorganik yang terlarut (ortofosfat dan polifosfat) dan senyawa organik yang berupa partikulat. Ortofosfat (H_3PO_4) adalah bentuk fosfat anorganik yang paling banyak terdapat dalam siklus fosfat. Ortofosfat yang merupakan produk ionisasi dari asam ortofosfat adalah bentuk fosfor yang paling sederhana di perairan. Reaksi ionisasi asam ortofosfat adalah sebagai berikut :



Fosfor merupakan bahan makanan utama yang digunakan oleh semua organisme untuk pertumbuhan dan sumber energi. Fosfat merupakan unsur yang penting dalam pembentukan protein dan membantu proses metabolisme sel suatu organisme. Fosfor berperan dalam transfer energi di dalam sel, misalnya yang terdapat pada ATP (Adenosine Triphosphate) dan ADP (Adenosine Diphosphate). Fosfor di dalam air laut, berada dalam bentuk senyawa organik dan anorganik. Dalam bentuk senyawa organik, fosfor dapat berupa gula fosfat dan hasil oksidasinya, nukleoprotein dan fosfor protein. Sedangkan dalam bentuk senyawa anorganik meliputi ortofosfat dan polifosfat. Ortofosfat merupakan bentuk fosfor yang dapat dimanfaatkan secara langsung oleh tumbuhan akuatik, sedangkan polifosfat harus mengalami hidrolisis membentuk ortofosfat terlebih dahulu sebelum dapat dimanfaatkan sebagai sumber fosfat (Effendi, 2003).

Senyawa anorganik fosfat dalam air laut pada umumnya berada dalam bentuk ion (orto) asam fosfat (H_3PO_4), dimana 10% sebagai ion fosfat dan 90% dalam bentuk HPO_4^{2-} (Hutagalung et al, 1997). Ortofosfat (H_3PO_4) adalah bentuk fosfat anorganik yang paling banyak terdapat dalam siklus fosfat. Berikut siklus fosfat di perairan laut :



Gambar 15. Siklus Fosfat di Laut

Fosfat organik dari hewan dan tumbuhan yang mati diuraikan oleh dekomposer (pengurai) menjadi fosfat anorganik. Fosfat anorganik yang terlarut di air tanah atau air laut akan terkikis dan mengendap di sedimen laut. Oleh karena itu, fosfat banyak terdapat di batu karang dan fosil. Fosfat dari batu dan fosil terkikis dan membentuk fosfat anorganik terlarut di air tanah dan laut. Fosfat anorganik ini kemudian akan diserap oleh akar tumbuhan lagi. Siklus ini berulang terus menerus. Fosfat yang terdapat di perairan bersumber dari air buangan penduduk (limbah rumah tangga) berupa detergen, residu hasil pertanian (pupuk), limbah industry, hancuran bahan organik dan mineral fosfat (Hutagalung et al, 1997).

Faktor yang Mempengaruhi Ortofosfat

Kandungan ortofosfat di perairan dipengaruhi oleh beberapa faktor diantaranya adalah

1. Suhu

Pada suhu yang relatif hangat, ketersediaan fosfor akan meningkat karena proses perombakan bahan organik juga meningkat. Ketersediaan fosfor menipis di daerah yang bersuhu rendah. Semua polifosfat mengalami hidrolisis membentuk ortofosfat. Perubahan ini tergantung pada suhu. Pada suhu yang

mendekati titik didid, perubahan polifosfat menjadi ortofosfat berlangsung cepat. Kecepatan ini meningkat dengan menurunnya nilai pH. Perubahan polifosfat menjadi ortofosfat pada air limbah yang mengandung bakteri berlangsung lebih cepat dibandingkan perubahan yang terjadi pada air bersih (Effendi, 2003).

2. Bahan Organik atau sedimen

Penambahan posfat (PO_4^{3-}) ke dalam perairan akan dengan cepat hilang karena segera dimanfaatkan bakteri, alga, atau tumbuhan lainnya dan sebagian lainnya mengendap secara kimia atau terserap lumpur (sedimen).

Metode dan Prinsip Analisis Ortofosfat

Penyaringan pendahuluan dilakukan untuk membedakan antara fosfat total dan fosfat terlarut (dan bila perlu, bagian fosfat tersuspensi). Sebagai saringan digunakan filter membran dengan pori $0,45\mu\text{m}$; bila sampel terlalu sulit disaring karena sangat keruh, maka sampel dapat disaring dahulu pada saringan kasar terbuat dari glass fiber (jangan memakai filter kertas biasa), baru kemudian disaring lagi dengan filter membran (Algren dan Santika, 1984).

Metode analisis ortofosfat menggunakan metode spektrofometri. Prinsip analisis ortofosfat adalah amonium molibdat dan kalium antimonitartat bereaksi dalam suasana asam dengan ortofosfat hingga membentuk asam fosfomolibdik; asam fosfor molibdik tersebut kemudian direduksi oleh asam asorbik sampai moden biru. Warna ini sebanding dengan konsentrasi fosfor. Konsentrasi fosfat didapatkan dari garis kalibrasi yang ditentukan dengan menggunakan alat spektrofotometer. Intensitas warna biru bertambah dengan semakin besarnya kadar fosfat terlarut yang ada (Algren dan Santika, 1984).

Prosedur Kerja Pembuatan Larutan Standar Ortofosfat

Prosedur pembuatan larutan standar ortofosfat menggunakan metode pengenceran larutan baku (larutan yang didalamnya terdapat ortofosfat) dari konsentrasi 1000 mg/l menjadi konsentrasi-konsentrasi yang menjadi lebih kecil. Larutan standar yang dibutuhkan untuk praktikum ini yaitu larutan standar dengan kadar 0 mg/l; 0,02 mg/l; 0,05 mg/l; 0,1 mg/l; 0,2 mg/l; 0,5 mg/l.

Prosedur kerja pembuatan larutan standar sebagai berikut:

1. Pembuatan larutan baku fosfat 10 mg/l
 - a. Pipet 2 ml larutan induk fosfat 500 mg/l dan masukkan ke dalam labu ukur 100 ml;
 - b. Tambahkan air suling/aquades sampai tepat pada tera dan dihomogenkan.
2. Pembuatan larutan baku fosfat 1mg/l
 - a. Pipet 10 ml larutan baku fosfat 10 mg/l dan masukkan ke dalam labu ukur 100 ml;
 - b. Tambahkan air suling sampai tepat pada tanda tera dan dihomogenkan
3. Pembuatan larutan kerja fosfat
 - a. Pipet 0 ml; 2 ml; 5 ml; 10 ml; 20 ml; dan 50 ml larutan baku fosfat 1 mg/l dan masukkan masing-masing ke dalam labu ukur 100 ml;
 - b. Tambahkan air suling sampai tepat pada tanda tera kemudian dihomogenkan sehingga diperoleh larutan standar kadar fosfat 0 mg/l; 0,02 mg/l; 0,05 mg/l; 0,1 mg/l; 0,2 mg/l dan 0,5 mg/l.\

Prosedur Analisis Ortofosfat

Pengukuran ortofosfat menggunakan metode Absorbic Acid. Prosedur kerjanya sebagai berikut:

A. Pembuatan kurva kalibrasi

1. Pipet 50 ml larutan standar dan masukkan masing-masing ke dalam 6 buah erlenmayer;
2. Tambahkan 0,05 ml (1 tetes) indikator phenolphthalein. Jika terbentuk warna merah muda, tambahkan tetes demi tetes H_2SO_4 5N sampai warna hilang;
3. Tambahkan 8 ml larutan campuran dan dihomogenkan;
4. Masukkan ke dalam kuvet pada alat spektrofotometer, baca dan catat absorbansinya pada panjang gelombang 880 nm;
5. Buat kurva kalibrasi absorbansi versus konsentrasi fosfat dari data di atas. Kemudian tentukan persamaan garis lurus nya.

B. Prosedur Pengujian

1. Pipet 50 ml contoh uji secara duplo dan masukkan masing – masing ke dalam erlenmayer;
2. Tambahkan 0,05 ml (1 tetes) indikator phenolphthalein. Jika terbentuk warna merah muda, tambahkan tetes demi tetes H₂SO₄ 5N sampai warna hilang;
3. Tambahkan 8 ml larutan campuran dan dihomogenkan;
4. Masukkan ke dalam kuvet pada alat spektrofotometer, baca dan catat absorbansinya pada panjang gelombang 880 nm.

Perhitungannya sebagai berikut :

$$\text{Kadar ortofosfat (mg/l)} = C \times fp$$

dengan :

C = Kadar yang didapatkan dari hasil pengukuran (mg/l)

Fp = Faktor pengenceran.

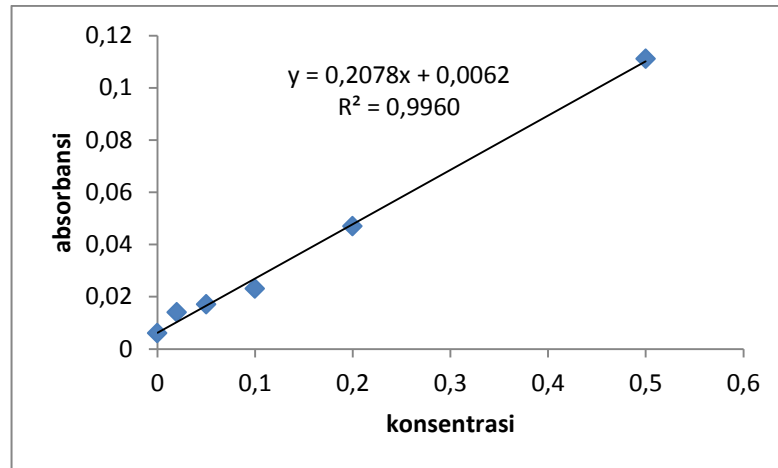
Hasil Analisis dan Pembahasan

Setelah dilakukan pembuatan larutan standar dilakukan pengukuran absorbansi tiap – tiap kadarnya maka didapatkan hasil dalam tabel 1 sebagai berikut :

Tabel 5. Larutan standart serta absorbansinya

X (konsentrasi)	Y (absorbansi)
0	0.006
0.02	0.014
0.05	0.017
0.1	0.023
0.2	0.047
0.5	0.111

Setelah didapatkan absorbansi larutan standar tiap - tiap kadarnya dimasukkan ke dalam perhitungan regresi linier maka didapatkan kurva beserta persamaan garis lurus nya disajikan pada Gambar 2.



Gambar 16. Grafik hubungan linear antara konsentrasi dan nilai absorbansi nitrat

Persamaan yang didapatkan adalah:

$$y = 0,0062 + 0,2078x$$

Dimana :

Y = Absorbansi sampel ortofosfat

X = Konsentrasi ortofosfat

Hasil yang didapat pada ketiga sampel yang diujikan antara lain sebagai berikut :

Kelompok 1: abs = 0.005

$$[\text{orthofosfat}] = \frac{0.005 - 0.0062}{0.2078} = \mathbf{0.0050 \text{ mg/L}}$$

Kelompok 2: abs = 0.013

$$[\text{orthofosfat}] = \frac{0.013 - 0.0062}{0.2078} = \mathbf{0.0327 \text{ mg/L}}$$

Kelompok 3: abs = 0.008

$$[\text{orthofosfat}] = \frac{0.008 - 0.0062}{0.2078} = \mathbf{0.0087 \text{ mg/L}}$$

Berdasarkan hasil pengamatan yang didapat, konsentrasi ortofosfat perairan kolam MSP berkisar antara 0,0050 – 0,0327 mg/l dengan rata-rata sebesar 0,0155 mg/l. Menurut Wetzel (1975) dalam Sulawesty dan Sumarni (2004), nilai ortofosfat 0,031 – 0,100 mg/l menunjukkan perairan yang subur/ eutrofik. Kandungan ortofosfat di Kolam MSP ini tergolong rendah. Kondisi ini bisa disebabkan karena rendahnya masukan organik total dan kondisi aerob di dasar

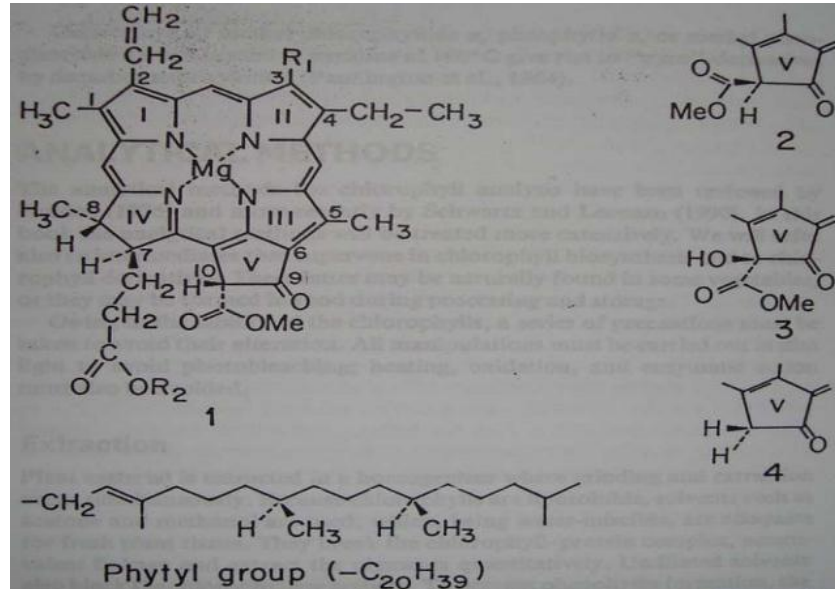
perairan, mengingat kolam MSP tersebut merupakan perairan tertutup dan dangkal.

Umumnya kandungan fosfat dalam perairan alami sangat kecil dan tidak pernah melampaui 0,1 mg/l, kecuali bila ada penambahan dari luar oleh faktor antropogenik seperti dari sisa pakan ikan dan limbah pertanian (Keven 1982, *dalam* Tjahjo dan Purnamaningtyas 2005). Hal ini sesuai dengan hasil pengamatan bahwa di Kolam MSP yang tidak ada penambahan kandungan fosfat dari faktor antropogenik memiliki rata-rata kandungan konsentrasi ortofosfatnya < 0,1 mg/l yaitu sebesar 0,0155 mg/l.

Dilihat dari status kesuburannya perairan di Kolam MSP termasuk dalam perairan oligotofik. Hal ini sesuai dengan Leentvar (1980) *dalam* Apridayanti (2008) , perairan yang oligotropik mempunyai kandungan ortofosfat < 0,01 mg/l, mesotrofik 0,01-0,05 mg/l, eutrofik > 0,1 mg/l.

KLOROFIL A DAN PHEOPHYTIN

Istilah klorofil berasal dari bahasa Yunani yaitu *choloros* yang berarti hijau dan *phyllos* yang artinya daun. Rumus struktur dan turunannya tampak pada gambar 1 di bawah ini.



Gambar 17. Rumus struktur Klorofil a dan b beserta turunannya (Gross 1991)

Tabel 6. Senyawa Klorofil a dan Pheophytin

Senyawa	Mg*	R1	R2	Cincin isosiklik (V)
<i>Chlorophyll a</i>	+	CH ₃	Phytol	1
<i>Chlorophyll b</i>	+	CHO	Phytol	1
<i>Chlorophyll a'</i>	+	CH ₃	Phytol	2
<i>Chlorophyll b'</i>	+	CHO	Phytol	2
<i>Chlorophyllide a</i>	+	CH ₃	H	1
<i>Chlorophyllide b</i>	+	CHO	H	1
<i>Pheophytin a</i>	-	CH ₃	Phytol	1
<i>Pheophytin b</i>	-	CHO	Phytol	1
<i>Pheophorbide a</i>	-	CH ₃	H	1
<i>Pheophorbide b</i>	-	CHO	H	1
<i>Chlorophyll a-l</i>	+	CH ₃	Phytol	3
<i>Pyropheophytin a</i>	-	CH ₃	Phytol	4

* = Bila *pheophytin* dan *pheophorbide*, Mg diganti oleh 2H

Dengan demikian arti dari klorofil a adalah pigmen pemberi warna hijau pada tumbuhan, alga dan bakteri fotosintetik. Klorofil ini berperan dalam proses fotosintesis dengan menyerap dan mengubah tenaga cahaya matahari menjadi tenaga kimia. Dalam proses fotosintesis tersebut, klorofil memiliki tiga fungsi

utama yaitu; 1). Memanfaatkan energy mathari, 2). Memicu fiksasi C02 menjadi karbohidrat dan, 3) menyediakan dasar energetic bagi ekosistem secara keseluruhan.

Secara structural, klorofil merupakan porfirin yang mengandung cincin dasar tetrapirrol, keempat cincin berikatan dengan Mg, dan memiliki cincin isosiklik yang kelima yang berada dengan cincin pirol ketiga. Pada cincin keempat, substituen asam propionate dieterifikasi oleh gugus fitol yang bersifat hidrofobik (gambar 2). Bila gugus ini dihilangkan dari struktur intinya, maka klorofil berubah menjadi turunannya yang bersifat hidrofilik (Gross 1991).

Selanjutnya menurut Gross (1991), klorofil terdiri dari dua struktur utama yaitu klorofil *a* dan klorofil *b*. klorofil *a* berwarna hijau kebiruan dan klorofil *b* berwarna kekuningan. Klorofil *a* ($C_{55}H_{72}MgN_4O_5$) dan klorofil *b* ($C_{55}H_{70}MgN_4O_6$) masing-masing mempunyai berat molekul berturut turut 893,49 dan 906,51 gram/mol (Steer 2007).

Ada beberapa turunan dari klorofil, salah satunya adalah pheophytin. Pheophytin adalah turunan bebas Mg yang dengan mudah dihasilkan bila direaksikan dalam asam. (Gross, 191). Pheophytin juga terbagi dua yakni Pheophytin *a* yang merupakan turunan dari klorofil *a* dan Pheophytin *b* yang merupakan turunan dari klorofil *b*. jika klorofil berwarna hijau maka pheophytin berwarna coklat zaitun kusam karena pheophytin memberikan warna hijau abu-abu. Perubahan klorofil menjadi Pheophytin disebut Pheophytinisasi. Perubahan ini terjadi karena ion Mg yang merupakan atom sentra di klorofil berubah mnejadi H, sehingga warna dari daun atau warna hijau berubah.

Seperti yang telah disebutkan sebelumnya bahwa klorofil berperan dalam proses fotosintesis. Dalam analisis kesuburan perairan terutama dalam pengukuran produktivitas primer, klorofil merupakan objek yang sering di teliti, dikarenakan kemurnian dari klorofil itu diikuti berapa besar kandungan pheophytin di dalamnya. Oleh karena itu sering kali analisis klorofil diikuti oleh pheophytin.

Faktor yang Mempengaruhi Keberadaan Klorofil-a dan Pheophytin

Keberadaan klorofil tak lepas dari faktor-faktor pembentuk klorofil itu sendiri. Menurut Dwidjoseputro (1994), faktor-faktor pembentuk klorofil itu antara lain:

1. Faktor pembawa sifat. Seperti halnya hewan, jika tak memiliki faktor pembawa pigmen warna maka kulit organisme tersebut akan tak berwarna (albino), maka begitu pula tanaman jika tidak memiliki klorofil maka tanaman tersebut akan nampak putih.
2. Sinar matahari. Dimana klorofil dapat terbentuk dengan adanya sinar matahari yang langsung mengenai tanaman.
3. Oksigen.
4. Karbohidrat.
5. Nitrogen, magnesium, dan besi
6. Unsur-unsur lain seperti Mn, Cu, dan Zn dalam jumlah yang pas.
7. Air, karena kekurangan air akan mengakibatkan desintegrasi dari klorofil (kekeringan).

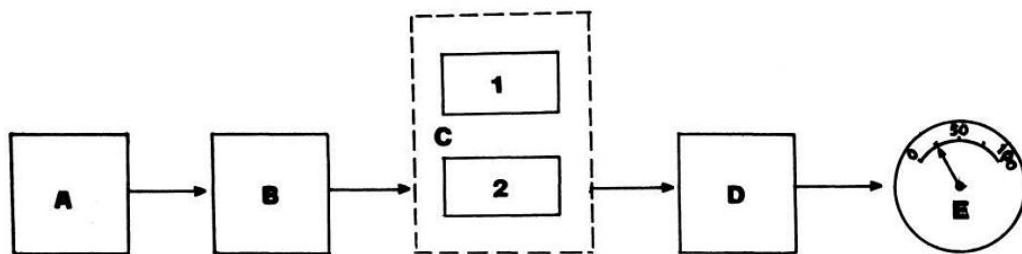
Dalam perairan, keberadaan klorofil tidak berbeda jauh seperti yang telah disebutkan di atas. Cahaya matahari, Nutrient, Oksigen terlarut, pH dan arus mempengaruhi ketersediaan klorofil di perairan. Dimana klorofil ini dimiliki oleh fitoplankton maupun tanaman-tanaman air yang berada pada perairan tersebut. Namun faktor utama yang menyebabkan adanya bisa dikatakan adalah cahaya.

Adanya klorofil dalam fitoplankton maupun tumbuhan air menyebabkan mereka bisa berfotosintesis, kemudian faktor-faktor lainnya menunjang keberlangsungan hidup dari organisme-organisme tersebut. Seperti kedalaman, berkaitan dengan bagaimana cahaya bisa menembus memberikan cahayanya untuk dimanfaatkan dalam fotosintesis. Nutrient, unsur-unsur hara yang diperlukan oleh tumbuhan seperti yang telah disebutkan di atas masuk ke dalam perairan melalui daratan menyebabkan tumbuhan hidup subur dan bisa melakukan fotosintesis. Keasaman air, mempengaruhi kelimpahan dari fitoplankton (Monk *et al*, 2000), begitu pula arus yang membawa nutrient maupun mengantarkan fitoplankton ke daerah yang terkena cahaya (sebaran plankton secara vertical). Secara rinci, keberadaan klorofil dalam perairan tergantung oleh

sifat fisik kimia dari perairan tersebut. Dimana sifat fisik kimia perairan terdiri dari; Suhu, Cahaya matahari (intensitas maupun penetrasi cahaya ke dalam air), derajat keasaman, Oksigen (oksigen terlarut, oksigen jenuh, BOD) dan kandungan unsur hara nitrat serta fosfat.

Prinsip Analisis Klorofil-a dan Pheophytin

Metode yang digunakan adalah metode spektrofotometri. Susunan dasar alat spektrofotograf seperti ditunjukkan pada gambar 2 yang meliputi bagian –bagian sebagai berikut; (A) sumber radiasi/cahaya, (B) monokromator, (C) sel absorpsi, (D) detector dan (E) data pencatat.



Gambar 18. Bagan susunan dasar alat spektrofotometer (Triyati, 1985)

Prinsipnya, cahaya dipancarkan melalui monokromator. Monokromator menguraikan sinar yang masuk dari sumber cahaya tersebut menjadi pita-pita panjang gelombang yang diinginkan untuk pengukuran suatu zat tertentu. dari monokrom tadi cahaya diteruskan dan diserap oleh suatu larutan yang akan diperiksa di dalam kuvet. Kemudian jumlah cahaya yang diserap oleh larutan akan menghasilkan signal elektrik pada detector, yang mana signal elektrik ini sebanding dengan cahaya yang diserap oleh larutan tersebut. Besarnya signal elektrik yang dialirkan ke pencatat dapat dilihat sebagai angka. Metode ini berdasarkan hukum Lambert-Beer yang menyatakan bahwa jumlah radiasi cahaya tampak, ultraviolet dan cahaya lain yang diserap atau ditransmisikan oleh suatu larutan merupakan suatu fungsi eksponen dari konsentrasi zat dan tebal larutan.

Prosedur kerja

Prosedur kerja untuk menentukan khlorofil-adan pheophytin sebagai berikut:

1. Ambil sampel air sebanyak 1 – 2 liter, kemdujian masukkan ke dalam botol PE, tambahkan MGCO3 1%% sebanyak 10 ml/liter, bungkus dengan

polibang hitam atau aluminium foil agar terlindung dari cahaya matahari dan beri label/kode sampel.

2. Siapkan membrane filter jenis Cellulose Nitrat 0.45 Um, diameter 47 mm, vakum listrik/handpump dan filtering apparatus Nalgen.
3. Saring sampel sebanyak 100ml s/d 2000ml, tergantung dari tingkat kepadatan plankton, bila perairan subur/sedang 100 – 250 ml, bila kurang subur atau dilaut lepas 1000 – 2000ml.
4. Ambil membrane filter bagian permukaan dihindari untuk disentuh, kemudian lipat menjadi 2 bagian sama besar dan lipat kembali menjadi 2 bagian lebih kecil (45°C)
5. Bungkus dengan aluminium foil masukkan ke dalam plastic klip/plastic obat, beri label sampel, volume sampel yang disaring dan simpan dalam container tertutup dengan suhu 4°C
6. Sampel siap dibawa ke laboratorium untuk dianalisis
7. Dianjurkan untuk membawa sampel cadangan yang belum di saring ke laboratorium 100 ml, beri pengawet NaCO_3 1% (10 ml/L) kemudian, dibungkus dengan polybag hitam/aluminium foil masukkan ke dalam cool box (suhu 4°C).

Hasil Analisis dan Pembahasan

Klorofil a:

$$\text{Volume tersaring} = 500 \text{ mL} = 0.5 \cdot 10^{-3} \text{ m}^3$$

$$\text{Volume ekstraksi} = 10 \text{ mL} = 10 \cdot 10^{-3} \text{ L (volume acetone)}$$

Tabel 7. Nilai Absorbansi

λ	Sampel 1	Sampel 2	Sampel 3
630	0.011	0.013	0.017
647	0.016	0.019	0.023
664	0.032	0.036	0.042
665	0.031	0.036	0.042
750	0.005	0.006	0.009

Tabel 8. Nilai Absorbansi dengan Contoh ditambahkan 0.1 HCl

λ	Sampel 1	Sampel 2	Sampel 3
630	0.009	0.010	0.014
647	0.014	0.016	0.020
664	0.025	0.028	0.034
665	0.025	0.028	0.034
750	0.004	0.006	0.007

Penghitungan klorofil a (Ca)

$$Ca = 11.85(OD\ 664) - 1.54(OD\ 647) - 0.68(OD\ 630)$$

$$Ca = 11.85(abs\ 664 - abs\ 750) - 1.54(abs\ 647 - abs\ 750) - 0.68(abs\ 630 - abs\ 750)$$

Sampel 1:

$$Ca = 11.85(0.032 - 0.005) - 1.54(0.016 - 0.005) - 0.68(0.011 - 0.005) = 0.2989$$

Sampel 2:

$$Ca = 11.85(0.036 - 0.006) - 1.54(0.019 - 0.006) - 0.68(0.013 - 0.006) = 0.3307$$

Sampel 3:

$$Ca = 11.85(0.042 - 0.009) - 1.54(0.023 - 0.009) - 0.68(0.017 - 0.009) = 0.3641$$

Penghitungan klorofil-a

$$Chl - a = \frac{Ca \times Vol\ ekstraksi}{Vol\ sampel}$$

Sampel 1:

$$Chl - a = \frac{0.2989 \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 5.9780\ mg/m^3$$

Sampel 2:

$$Chl - a = \frac{0.3307 \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 6.6144\ mg/m^3$$

Sampel 3:

$$Chl - a = \frac{0.3641 \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 7.2810 \text{ mg/m}^3$$

Penghitungan pheopitin:

$$Pheopitin = \frac{26.7(1.7 \times abs\ 665 - abs\ 664) \times vol\ ekstraksi}{vol\ sampel}$$

Sampel 1:

$$Pheophytin = \frac{26.7(1.7 \times 0.025 - 0.032) \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 5.607 \text{ mg/m}^3$$

Sampel 2:

$$Pheopitin = \frac{26.7(1.7 \times 0.028 - 0.036) \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 6.1944 \text{ mg/m}^3$$

Sampel 3:

$$Pheopitin = \frac{26.7(1.7 \times 0.034 - 0.042) \times 10 \times 10^{-3}}{0.5 \times 10^{-3}} = 8.4372 \text{ mg/m}^3$$

Pengukuran kandungan klorofil *a* merupakan salah satu alat pengukuran kesuburan suatu perairan yang dinyatakan dalam bentuk produktivitas primer. Klorofil *a* fitoplankton adalah suatu pigmen aktif dalam sel tumbuhan yang mempunyai peranan penting di dalam proses berlansungnya fotointesis perairan (Parzelin 1981 dalam Tubalawony 2001).

Dari data di atas klorofil *a* yang diperoleh berkisar antara 5.9780 mg/m³ hingga 7.280 mg/m³. Nilai ini menunjukkan klorofil *a* di kolam MSP tinggi. Menurut Hatta (2002) dalam Muthalib (2009) nilai klorofil di permukaan dikelompokkan rendah, sedang, dan tinggi dengan kandungan klorofil *a* secara berturut-turut rendah (<0.07 mg/m³), sedang (0.07 mg/m³ – 0.14 mg/m³), dan tinggi (> 0.14 mg/m³). Kaitannya dengan status trofik di perairan air tawar, menurut Adi dan Ryding (1980) dalam Hillsborough county (2010) membagi status trofik menjadi empat yaitu oligotrofik dengan kandungan klorofil kurang dari 3µg/L, mesotrofik dengan kandungan klorofil 3 – 7µg/L, eutrofik 7 – 40 µg/L, dan hyper eutrofik dengan kandungan klorofil di atas 40 µg/L. Dengan demikian data di atas menunjukkan kandungan klorofil *a* yang tinggi dengan rata-rata 6.2345 mg/m³.

Konsentrasi klorofil *a* ini sangat mungkin dipengaruhi oleh intensitas cahaya dan oksigen yang ada di kolam tersebut.

Dibandingkan dengan data pheophytin yang diperoleh, menunjukkan konsentrasi yang rata-rata lebih besar dibandingkan dengan klorofil yakni 6.7462 mg/m³. Hal ini menunjukkan bahwa klorofil *a* yang diperoleh terdegradasi oleh asam yang disebabkan oleh suhu tinggi (panas) pada waktu yang lama. Terdegradasinya klorofil oleh asam menyebabkan klorofil menjadi pheophytin, yang mana dipengaruhi oleh suhu dan waktu pemanasan (Buckle dan Edward, 1970).

Kesimpulannya, klorofil sangat dipengaruhi oleh cahaya dan pheophytin dipengaruhi oleh suhu tinggi (panas). Lamanya pemanasan akan meningkatkan pheophytin sehingga kandungan klorofil akan menurun.

PRODUKTIVITAS PRIMER

Produktivitas perairan adalah kemampuan suatu perairan untuk menghasilkan produksi primer dan atau produksi sekunder. Produktivitas primer adalah kemampuan produsen primer dalam pembentukan material organik yang padat energi dari CO₂, H₂O, dan nutrien-nutrien lainnya dengan memanfaatkan sumber energi dari sinar matahari.

Produktivitas primer merupakan laju penambatan energi yang dilakukan oleh produsen. Menurut Campbell (2002), Produktivitas primer menunjukkan Jumlah energi cahaya yang diubah menjadi energy kimia oleh autotrof suatu ekosistem selama suatu periode waktu tertentu. Total produktivitas primer dikenal sebagai produktivitas primer kotor (*gross primary productivity*, GPP). Tidak semua hasil produktivitas ini disimpan sebagai bahan organik pada tubuh organisme produsen atau pada tumbuhan yang sedang tumbuh, karena organisme tersebut menggunakan sebagian molekul tersebut sebagai bahan bakar organik dalam respirasinya. Dengan demikian, produktivitas primer bersih (*net primary productivity*, NPP) sama dengan produktivitas primer kotor dikurangi energi yang digunakan oleh produsen untuk respirasi (Rs):

$$NPP = GPP - R_s$$

Dalam sebuah ekosistem, produktivitas primer menunjukkan simpanan energi kimia yang tersedia bagi konsumen. Pada sebagian besar produsen primer, produktivitas primer bersih dapat mencapai 50% – 90% dari produktivitas primer kotor. Menurut Campbell et al (2002), Rasio NPP terhadap GPP umumnya lebih kecil bagi produsen besar dengan struktur nonfotosintetik yang rumit, seperti pohon yang mendukung sistem batang dan akar yang besar dan secara metabolik aktif.

Pengukuran produktivitas primer dalam perairan digunakan sebagai salah satu cara untuk mengetahui tingkat kesuburan suatu perairan. Dengan diketahui produktivitas primer dapat digambarkan masukan terbesar materi organik baru di perairan yang dapat menunjukkan kandungan nutrien-nutrien.

Produktivitas primer oleh organisme autotrof di ekosistem perairan bergantung pada ketersediaan cahaya, suhu dan nutrisi (makronutrien dan mikronutrien). Pendugaan produktivitas primer sangat berkaitan erat dengan data kualitas perairan, yang dapat dinilai berdasarkan faktor fisika, kimia, dan biologi. Ketepatan dan akurasi data yang digunakan dalam penentuan produktivitas primer bergantung pada teknik pengambilan sampel dan analisa parameter-parameter kualitas perairan tersebut.

Faktor yang Mempengaruhi Produktivitas Primer

Produktivitas perairan sangat dipengaruhi oleh beberapa faktor. Faktor-faktor utama yang mempengaruhi produktivitas primer adalah cahaya, nutrisi dan suhu (Cloern *et al.* 1999).

- Cahaya

Cahaya merupakan salah satu faktor yang menentukan distribusi klorofil-a di perairan. Pada lapisan permukaan tercampur tersedia cukup banyak cahaya matahari untuk proses fotosintesis. Sedangkan di lapisan yang lebih dalam, cahaya matahari tersedia dalam jumlah yang sedikit bahkan tidak ada sama sekali. Ini memungkinkan klorofil-a lebih banyak terdapat pada bagian bawah lapisan permukaan tercampur atau pada bagian atas dari permukaan lapisan termoklin jika dibandingkan dengan bagian pertengahan atau bawah lapisan termoklin.

Fotosintesis fitoplankton menggunakan klorofil-a, c, dan satu jenis pigmen tambahan seperti protein-fucoxanthin dan peridinin, yang secara lengkap menggunakan semua cahaya dalam spektrum tampak. Pada panjang gelombang 400 – 700 nm, cahaya yang diabsorpsi oleh pigmen fitoplankton dapat dibagi dalam: cahaya dengan panjang gelombang lebih dari 600 nm, terutama diabsorpsi oleh klorofil dan cahaya dengan panjang gelombang kurang dari 600 nm, terutama diabsorpsi oleh pigmen-pigmen pelengkap/tambahan (Levinton, 1982). Dengan adanya perbedaan kandungan pigmen pada setiap jenis plankton, maka jumlah cahaya matahari yang diabsorpsi oleh setiap plankton akan berbeda pula. Keadaan ini berpengaruh terhadap tingkat efisiensi fotosintesis.

- Suhu

Suhu dapat mempengaruhi fotosintesis di perairan baik secara langsung maupun tidak langsung. Pengaruh secara langsung yakni suhu berperan untuk

mengontrol reaksi kimia enzimatik dalam proses fotosintesa. Tinggi suhu dapat menaikkan laju maksimum fotosintesa (P_{max}), sedangkan pengaruh secara tidak langsung yakni dalam merubah struktur hidrologi kolom perairan yang dapat mempengaruhi distribusi fitoplankton (Tomascik *et al.*, 1997 b).

Secara umum, laju fotosintesa fitoplankton meningkat dengan meningkatnya suhu perairan, tetapi akan menurun secara drastis setelah mencapai suatu titik suhu tertentu. Hal ini disebabkan karena setiap spesies fitoplankton selalu beradaptasi terhadap suatu kisaran suhu tertentu.

- Nutrien

Nutrien adalah semua unsur dan senjawa yang dibutuhkan oleh tumbuhan-tumbuhan dan berada dalam bentuk material organik (misalnya amonia, nitrat) dan anorganik terlarut (asam amino). Elemen-elemen nutrien utama yang dibutuhkan dalam jumlah besar adalah karbon, nitrogen, fosfor, oksigen, silikon, magnesium, potassium, dan kalsium, sedangkan nutrien *trace element* dibutuhkan dalam konsentrasi sangat kecil, yakni besi, copper, dan vanadium (Levinton, 1982).

Sebaran klorofil-a di dalam kolom perairan sangat tergantung pada konsentrasi nutrien. Konsentrasi nutrien di lapisan permukaan sangat sedikit dan akan meningkat pada lapisan termoklin dan lapisan di bawahnya. Hal mana juga dikemukakan oleh Brown *et al.* (1989) untuk kasus di laut, nutrien memiliki konsentrasi rendah dan berubah-ubah pada permukaan laut dan konsentrasinya akan meningkat dengan bertambahnya kedalaman serta akan mencapai konsentrasi maksimum pada kedalaman antara 500 – 1500 m.

Metode dan Prinsip Kerja Analisis

Metode yang digunakan untuk mengukur produktivitas primer dalam praktikum ini adalah metode botol gelap-botol terang. Adapun prinsipnya adalah adanya kesetaraan antara karbondioksida yang dibutuhkan dengan oksigen yang dihasilkan dalam proses fotosintesis. Berikut adalah analisis data yang digunakan dalam pengukuran produktivitas primer:

- DO (*Dissolved Oxygen*)

$$= \frac{ml \text{ titran Na - thiosulfat} \times \text{Normalitas Na - thiosulfat} \times 8000}{ml \text{ sampel} \times \frac{ml \text{ botol BOD} - ml \text{ reagen terpakai}}{ml \text{ botol BOD}}}$$

- GPP (*Gross Primary Production*)

Merupakan total fotosintesis total asimilasi atau produksi primer kotor. Nilai GPP dapat diperoleh dengan menggunakan rumus :

$$GPP = L - D \left(\frac{mgO_2}{L} \right)$$

$$GPP = [0.375 \times (L - D) \times PQ] mgC/L$$

- NPP (*Net Primary Production*)

Merupakan jumlah bahan organik yang disimpan dalam jaringan setelah dikurangi dengan jumlah yang terpakai untuk respirasi. Nilai NPP dapat diperoleh dengan menggunakan rumus :

$$NPP = L - I \left(\frac{mgO_2}{L} \right)$$

$$NPP = [0.375 \times (L - I) \times PQ] mgC/L$$

- R (*Respiration*)

Merupakan jumlah oksigen yang digunakan untuk proses respirasi. Nilai R dapat diperoleh dengan menggunakan rumus :

$$R = I - D \left(\frac{mgO_2}{L} \right)$$

$$R = [0.375 \times (I - D) \times RQ] mgC/L$$

- NCP (*Net Community Production*)

Merupakan NPP dikurangi konsumsi oksigen oleh organisme heterotrof selama periode tertentu.

Keterangan Rumus :

L = DO botol terang (mg/L) PQ = 1.2

D = DO botol gelap (mg/L) RQ = 1.0

I = DO botol inisial (mg/L)

Prosedur Kerja Pengukuran Botol Gelap Terang

Penentuan produktivitas primer perairan dalam praktikum menggunakan metode oksigen. Kandungan oksigen terlarut di perairan didapatkan dari hasil pengukuran oksigen terlarut pada air sampel yang diinkubasi pada 1 buah botol

terang dan 1 buah botol gelap. Botol BOD yang harus disiapkan sebanyak 3 buah botol BOD, 1 buah botol terang, 1 buah botol gelap, dan 1 buah botol inisial untuk penentuan oksigen terlarut awal.

Air sampel dimasukkan ke dalam botol BOD inisial dengan menggunakan kemmerer water sampler. Setelah itu air sampel langsung dianalisis kandungan oksigen terlarutnya. Berbeda halnya dengan botol inisial, botol terang dan botol gelap harus mendapat perlakuan berbeda. Air sampel dimasukkan ke dalam masing-masing botol, kemudian botol diikat dengan kawat dan digantungkan pada bambu penyangga di kolam. Botol dibenamkan (diinkubasi) di dasar perairan selama periode waktu 4 jam, 6 jam, dan 12 jam. Pada masing-masing periode inkubasi diwakili oleh 2 buah botol, yaitu botol terang (mendapat cahaya matahari) dan botol gelap (tidak mendapat cahaya matahari). Setelah masa inkubasi berakhir, botol-botol diangkat untuk segera dilakukan analisis oksigen terlarut.

Analisis kandungan oksigen terlarut menggunakan metode titrasi winkler. Air sampel dalam botol BOD difiksasi dengan menambahkan reagen $MnSO_4$ sebanyak 20 tetes dan $NaOH+KI$ sebanyak 20 tetes, kemudian diaduk bolak balik sebanyak 20 kali. Sampel didiamkan selama beberapa menit hingga terbentuk endapan cokelat. Setelah terbentuk endapan, ditambahkan H_2SO_4 sebanyak 20 tetes hingga endapan yang telah terbentuk larut menjadi larutan berwarna kuning tua. Setelah proses fiksasi, air sampel diambil sebanyak 25 ml ke dalam erlenmeyer, dititrasi dengan menggunakan larutan Na-thiosulfat hingga sampel berubah menjadi kuning muda. Setelah itu ditambahkan amilum sebanyak 2-3 tetes hingga larutan menjadi berwarna biru tua. Kemudian dilanjutkan titrasi dengan menggunakan larutan Na-thiosulfat hingga berubah warna dari biru tua menjadi tak berwarna. Penggunaan ml titran Na-thiosulfat menjadi dasar dari perhitungan kandungan oksigen terlarut.

Hasil dan Pembahasan

Adapun hasil pengukuran disajikan pada tabel berikut :

Tabel 9. Pengukuran Cahaya Menggunakan Lux Meter

Pukul	Matahari	Pantulan	Absorpsi
06.00	513	377	136
10.00	871	602	269
12.00	1122	638	484
14.00	815	546	269
18.00	73,8	3,66	20,14

Tabel 10. Nilai konsentrasi oksigen terlarut (mg/l) pada botol inisial, gelap dan terang pada setiap periode inkubasi

Waktu inkubasi	Konsentrasi Oksigen Terlarut (mg/l)		
	Inisial (I)	Gelap (G)	Terang (T)
6-10	5,81	5,8	6,22
6-12	5,81	4,98	7,47
6-18	5,81	4,98	7,47
10-14	5,39	5,39	7,47
12-18	6,23	4,98	6,64
14-18	6,64	4,98	7,47

Berdasarkan tabel di atas diperoleh konsentrasi oksigen terlarut botol inisial paling tinggi ada pada waktu 14.00-18.00. Botol gelap tertinggi pada pukul 06.00-10.00. Sedangkan botol terang DO tertinggi pada pukul 06.00-12.00, 06.00-18.00, 10.00-14.00 dan 14.00-18.00. Keseluruhan data ini menunjukkan bahwa proses fotosintesis paling efektif terjadi pada pukul 14.00. Hal ini ditunjukkan dengan nilai konsentrasi DO tertinggi pada waktu tersebut. DO pada botol gelap lebih rendah dibandingkan dengan botol terang menunjukkan bahwa proses fotosintesis memang berjalan lebih efektif dengan bantuan sinar matahari pada botol terang.

Tabel 11. Hasil perhitungan GPP, R, NPP, Li dan pada setiap periode inkubasi

Waktu inkubasi	GPP	R	NPP	Li	Pt
6-10	0,189	0,0038	0,1845	810	0,6593
6-12	1,1205	0,3488	0,702	1563	1,2999
6-18	1,1205	0,3488	0,702	2894,28	0,702
10-14	0,936	0	0,932	1506	1,7911
12-18	0,747	0,4688	0,1845	1331,28	0,4011
14-18	1,1202	0,3113	0,3755	578,28	1,8694

Tabel di atas digunakan untuk menghitung produktivitas primer dalam sehari. Produktivitas primer perairan kolam MSP dalam sehari dapat ditentukan dengan mengintegrasikan persamaan berikut menggunakan data tersebut.

$$P_t = \frac{(L_t \times P_i)}{L_i} = 2894,28 \text{ mg C/l}$$

Artinya dalam sehari perairan kolam MSP memiliki produktivitas primer sebesar 2894,28 mg C/l. Kemampuan produsen primer dalam kolam MSP untuk pembentukan material organik yang padat energi dari CO₂, H₂O, dan nutrien-nutrien lainnya dengan memanfaatkan sumber energi dari sinar matahari sebesar 2894,28 mg C/l. Tingkat kesuburan perairan juga dapat dilihat dari nilai produktivitas primer tersebut.

PENUTUP

Produktivitas suatu perairan mampu mencerminkan kesuburan perairan, dan akan sangat dipengaruhi oleh parameter fisika, kimia maupun biologi. Pengambilan sampel di lapangan, pengukuran dan analisis laboratorium dengan metode yang tepat sangat menentukan keakuratan data. Oleh karena itu, diperlukan pemahaman yang baik mengenai prinsip analisis setiap parameter yang akan dikaji. Hal-hal teknis inilah yang menjadi dasar agar data yang diperoleh dapat menggambarkan kondisi aktual di lapangan sehingga interpretasi data juga valid.

DAFTAR PUSTAKA

- Alaert, G. Dan S.S. Santika. 1984. Metode Penelitian Air. Usaha Nasional. Surabaya. 309 hal.
- Anggraini A. 2008. Kemampuan *Enterobacter* sp. Sebagai Bioremediator dalam Pengolahan Limbah Minyak Nabati. *Skripsi*. Departemen Manajemen Sumberdaya Perairan, Fakultas Perikanan dan Ilmu Kelautan. Institut Pertanian Bogor.
- Apridayanti E. 2008. Evaluasi Pengelolaan Lingkungan Perairan Waduk Lahor Kabupaten Malang Jawa Timur. Universitas Diponegoro [Tesis]
- Biochemical and Genetic Diversity of Procaryotic Nitrate Reductases. *Cell Mol Life Sci.* 58:165-178.
- Buckle, K.A., and Edward, R.A. 1970, *J. Food Technol*, 5, 173-186.
- Campbell, N. A., J. B. Reece, L. G. Mitchell. 2002. *Biologi (terjemahan)*, Edisi kelima Jilid 3. Penerbit Erlangga. Jakarta.
- Cloern, J.E. 1999. The relative importance of light and nutrien limitation of phytoplankton growth: a simple index of coastal ecosystem sensitivity to nutrient enrichment. *Aquatic Ecology* 33: 3 – 16.
- Cole J. 1996. Nitrat Reduction Amonium by Enteric Bacteria: Redudancy or Strategy for Survival During Oxygen Starvation. *FEMS Microbiol* 138:1-18.
- Day, R. A., and A. L. Underwood. 1996. *Analisa Kimia Kuantitatif*. Erlangga: Jakarta.
- Effendi, Hefni. 2003. *Telaah Kualitas Air*. Kanisius. Yogyakarta.
- Gross J. 1991. *Pigments in Vegetables: Chlorophylls and Caretonoids*. Van Nostrand Reinhold: New York.
- Hillsborough County. 2010. TSI (*Trophic State Index*). www.hillsborough.wateratlas.usf.edu/shared/learnmore.asp?toolsection=lm_tsi. 17Desember 2012 [terhubung berkala].
- Hutagalung, Horas P, Deddy Setiapermana, dan Hadi Riyono. 1997. *Metode Analisis Air Laut, Sedimen, dan Biota*. Jakarta : Lembaga Ilmu Pengetahuan Indonesia.

- Tjahjo D W H dan Purnamaningtyas S E. 2008. Kajian Kualita air dalam Pengembangan Perikanan di Waduk Ir. H. Djuanda, Jawa Barat. *Jurnal Lit. Perikanan Indonesia* Vol. 14 No.1 pp15-29
- Jetten MSM. Wagner M. Fuerst J. Van Loosdrecht M. Kuenen G. Strous M. 2001. Microbiology and Application of The Anaerobic Ammonium Oxidation (Anammox) Process. *Curr Opin Biotech* 12:283-288.
- Khopkar, S.M. 2002. Konsep Dasar Kimia Analitik. Universitas Indonesia: Jakarta.
- Lee K.Y dan Laksana. 1978. *The Water*. Publisher. United States of America, 2460 Kerper Boulevard Dubuque. IA 52001.
- Levinton, J. S., 1982. *Marine Ecology*. Printice – Hall inc.
- Meidiana D. 2003. Kondisi Kualitas Air Sungai Cimanuk, Jawa Barat Selama Periode Tahun 1998-2002. *Skripsi*. Departemen Manajemen Sumberdaya Perairan. Fakultas Perikanan dan Ilmu Kelautan. Institut Pertanian Bogor.
- Milan, Kale, M., Indu Mehrotra. 2009. Rapid Determination of Biochemical Oxygen Demand. *Journal of Civil Environment and Engineering*. Vol. 1(1).
- Monk, K.A., Yance De Fretes, Gayatri, Reksodihardjo, Lilley. 2000. *Ekologi Nusa Tenggara dan Maluku*. Seri Ekologi Ind. Buku V. Jakarta: Prenhallindo.
- Muthalib, A. 2009. Klorofil-dan-penyebarannya-di-perairan. www.shvoong.com/exact-scient/1947735/klorofil-dan-penyebarannya-di-perairan. 17 Desember 2012 [tersambung berkala]
- Pazstor I, P. Thury, J. Pulai, 2009. Chemical oxygen demand fractions of municipal wastewater for modelingof wastewater treatment University of Pannonia. Veszprem, Hungary. *Journal Environment*. Vol. 6(1) 51-56. ISSN: 1735-1472.
- Pratiwi, N,T,M. Habib,K,W. Enan, M,A. Tyas, A.P. 2011. Komunitas Perifiton serta Parameter Fisika-Kimia Perairan Sebagai Penentu Kualitas Air di Bagian Hulu Sungai Cisadane, Jawa Barat. *Jurnal Lingkungan Tropis*. Vol 5. No 1. 21-31 hal.
- Ratna, S. 2011. Kualitas Air Sungai Cisadane Jawa Barat-Banten. *Jurnal Ilmiah Sains*. Vol. 11 (2). IPB. Bogor.
- Richardson DJ. Berk BC. Ressel DA. Spiro S. Taylor CJ. 2001. Functional Biochemical and Genetic Diversity of Procaryotic Nitrate Reductases. *Cell Mol Life Sci*. 58:165-178.

- Rusmana I. 2003. Reduksi Nitrat Disimilatif Pada Bakteri: Isu Lingkungan dan Penerapannya. *Jurnal Hayati*. P 158-160.
- Setiyono, H. 1996. *Kamus Oseanografi*. Gadjah Mada University Press. Yogyakarta
- Silalahi, J. 2009. Analisis Kualitas Air dan Hubungannya dengan Keanekaragaman Vegetasi Akuatik di Perairan Balige Danau Toba. Universitas Sumatera Utara. Tesis. 100 hal.
- Steer. 2007. Structure and Reaction of Chlorophyll. www.ch.ic.uk/local/projects/steer/chloro.htm. 17 Desember 2012 [terhubung berkala]
- Triyati, E. 1985. Spektrofotometer Ultra-Violet dan Sinar Tampak Serta Aplikasinya dalam Oseanologi. *Jurnal Oseana*. 10 (1): 39-47
- Tomascik, T., A. J. Mah, A. Nontji, and M. K. Moosa, editors. 1997. *The Ecology of the Indonesian Seas*, Part One and Two. Singapore: Periplus Editions HK Ltd.