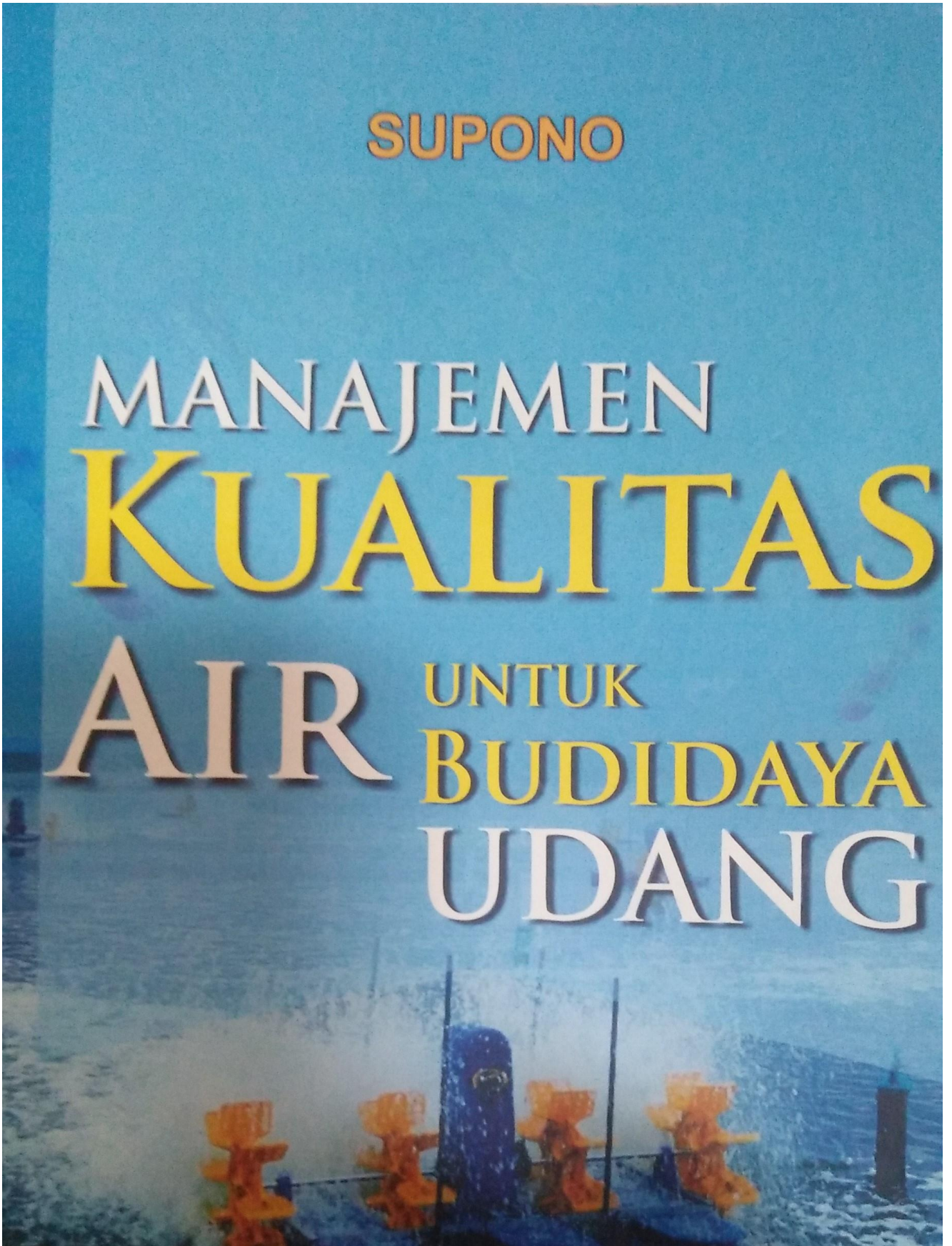


SUPONO

MANAJEMEN
KUALITAS
AIR UNTUK
BUDIDAYA
UDANG





Perpustakaan Nasional RI:
Katalog Dalam Terbitan (KDT)

**MANAJEMEN KUALITAS AIR
UNTUK BUDIDAYA UDANG**

Penulis:
SUPONO

Desain Cover & Layout
Team Aura Creative

Penerbit
AURA
(CV. Anugrah Utama Raharja)
Anggota IKAPI
No.003/LPU/2013

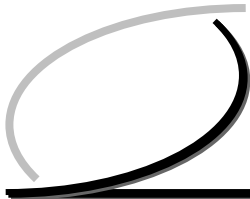
xvi + 147 hal : 15,5 x 23 cm
Cetakan November 2018

ISBN : 978-602-5940-85-9

Alamat

Jl. Prof. Dr. Soemantri Brojonegoro, Komplek Unila
Gedongmeneng Bandar Lampung
HP. 081281430268
E-mail : redaksiaura@gmail.com
Website : www.aura-publishing.com

Hak Cipta dilindungi Undang-undang



KATA PENGANTAR

Bismillahirrohmanirrohiim

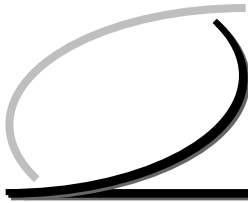
Alhamdulillah, puji syukur kepada Allah ‘azza wa jalla atas ridho dan kehendakNya sehingga kami dapat menyelesaikan penulisan buku **Manajemen Kualitas air untuk Budidaya Udang**. Buku ini merupakan revisi dari buku **Manajemen Lingkungan untuk Akuakultur** yang mengalami beberapa perbaikan penulisan dan isi yang disesuaikan dengan kebutuhan. Buku ini sangat penting bagi mahasiswa Jurusan Budidaya Perairan maupun praktisi budidaya udang karena memuat kaidah-kaidah dasar budidaya udang dan pengelolaan media untuk budidaya udang. Buku ini merangkum dari beberapa sumber seperti buku, jurnal, tesis, disertasi, serta pengalaman penulis selama menjadi praktisi budidaya udang sehingga terdapat kesesuaian antara teori dan praktek.

Kami sangat berterima kasih kepada guru-guru kami yang telah memberikan bimbingan dan saran, teman-teman sejawat yang telah memberikan dorongan dan pendapatnya, serta mahasiswa-mahasiswa yang telah membantu dalam pengumpulan data. Semoga Allah memberikan balasan yang lebih baik, *jazakumullahu khoiron*.

Ibarat *tiada gading yang tak retak*, Kami yakin masih banyak kekurangan dalam buku ini karena keterbatasan yang kami miliki. Untuk itu kami mengharapkan kritik dan saran dari pembaca demi perbaikan buku ini pada masa mendatang. *Wallahu a’lam*.

Bandar Lampung, 20 Oktober 2018

Penulis,



DAFTAR ISI

KATA PENGANTAR	v
DAFTAR GAMBAR	xi
DAFTAR TABEL	xiii
BAB 1 LINGKUNGAN TAMBAK SEBAGAI MEDIA BUDIDAYA UDANG	1
1.1 Limbah Akuakultur	1
1.2 Lingkungan dan Penyakit Udang	4
1.3 Lingkungan dan Pertumbuhan Udang	6
1.4 Manajemen Pemberian Pakan Vs Manajemen Lingkungan	7
BAB 2 PARAMETER KUALITAS AIR	10
2.1 Fisika Air	10
2.1.1 Cahaya matahari	10
2.1.2 Suhu air	11
2.1.3 Kecerahan	12
2.1.4 Muatan padatan tersuspensi	13
2.2 Kimia Air	14

2.2.1	Komposisi Air	15
2.2.2	Salinitas	15
2.2.3	pH	16
2.2.4	Alkalinitas	18
2.2.5	Hardness (Kesadahan)	19
2.2.6	Oksigen Terlarut (<i>Dissolved Oxygen</i>)	20
2.2.7	Karbondioksida	22
2.2.8	Sulfur	24
2.2.9	Biological Oxygen Demand (BOD)	27
2.3	Biologi Air	28
2.3.1	Produktivitas Primer	28
2.3.2	Plankton	29
BAB 3	TANAH DASAR TAMBAK	33
3.1	Pentingnya Manajemen Tanah Dasar Tambak	33
3.2	Oxidized layer	33
3.3	Pertukaran Nutrien	34
3.4	Kualitas Tanah	35
3.4.1	pH Tanah Kolam	35
3.4.2	Tekstur Tanah	36
3.4.3	Kapasitas Tukar Kation	37
3.4.4	Kandungan Bahan Organik	37
3.5	Perlakuan Tanah Dasar Tambak	39
3.6	Tanah pyrit	40
BAB 4	BENTHIC DIATOM	42
4.1	Benthic Algae	42
4.2	Diatom	43
4.3	Diatom Epipellic Sebagai Indikator Kualitas Air	43
4.4	Diatom Epipellic dalam Tambak	44
BAB 5	SENYAWA BERACUN	46
5.1	Amonia	46
5.2	Karbondioksida	49
5.3	Nitrit	50
5.4	Hidrogen Sulfida (H_2S)	52
BAB 6	DINAMIKA EKOSISTEM KOLAM	53

6.1	Keterkaitan Alkalinitas, Karbondioksida, dan pH	54
6.1.1	Karbondioksida dan pH	54
6.1.2	Alkalinitas dan karbondioksida	55
6.2	Lodos (<i>Low Dissolved Oxygen Syndrome</i>)	58
6.2.1	Oksigen dan metabolisme	58
6.2.2	Penyebab Lodos	59
6.2.3	Efek Lodos	60
6.2.4	Pencegahan Lodos	60
6.2.5	Oksigenasi	61
6.3	Nitrifikasi dan Denitrifikasi	64
6.3.1	Nitrifikasi	64
6.3.2	Denitrifikasi	65
6.4	Sedimentasi	66
6.5	Fitoplankton	67
6.5.1	<i>Blooming</i> Fitoplankton	67
6.5.2	<i>Die Off</i> Fitoplankton	68
6.5.3	<i>Harmful Algal Blooms</i>	69
BAB 7	BAHAN KIMIA DALAM AKUAKULTUR	72
7.1	Prinsip Aplikasi	72
7.2	Oksidator	73
7.2.1	Potasium permanganat (KMnO_4)	74
7.2.2	Peroksida (H_2O_2)	75
7.3	Desinfektan	75
7.3.1	Kaporit	75
7.3.2	Saponin	76
7.3.3	Rotenon	77
7.3.4	Formalin	77
7.4	Pupuk	77
7.5	Kapur	78
7.5.1	Tujuan Pengapuran	78
7.5.2	Jenis Kapur	79
7.5.3	Pengaruh pengapuran terhadap pemupukan	80
BAB 8	MANAJEMEN KUALITAS AIR	82
8.1	Standar kualitas Air	83
8.2	<i>Water exchange</i>	86

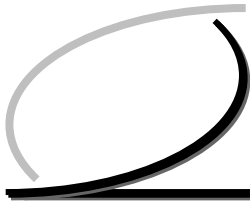
8.3	Bioremediasi	87
BAB 9	SISTEM HETEROTROF	90
9.1	Sistem Autotrof dan Heterotrof	90
9.2	Nitrogen Anorganik	93
9.3	Imobilisasi Nitrogen Anorganik	94
9.4	Konsep Biofloc	95
9.5	Bakteri dalam Sistem Biofloc	97
9.6	Biofloc dan Manajemen Kualitas Air	98
9.6.1	Amonia	98
9.6.2	Oksigen terlarut	99
9.6.3	Alkalinitas dan pH	99
9.7	Potensi Biofloc sebagai Pakan	100
9.8	Biofloc dan Imunitas Udang	101
BAB 10	PROSEDUR PENGUKURAN SAMPLE	102
10.1	Kandungan Karbon Organik (APHA, 1992).	102
10.2	Total Ammonia Nitrogen/TAN (Phenate)	102
10.3	Diatom Epipellic	103
10.4	Klorofil <i>a</i> Sedimen	103
10.5	Bahan organik sedimen	104
10.6	Muatan Padatan Tersuspensi	104
10.7	Alkalinitas	105
10.8	Nitrat	105
10.9	Fosfat	105
10.10	BOD ₅	105
10.11	Kelimpahan fitoplankton	106
10.12	Keragaman dan keseragaman jenis	106
10.13	Klorofila air	107
10.14	pH Tanah	107
DAFTAR PUSTAKA		108



DAFTAR GAMBAR

Gambar 1.1	Aliran pakan (berat kering) dalam budidaya udang (Primavera, 1991)	2
Gambar 1.2	Interaksi antara lingkungan, kultivan dan patogen	4
Gambar 1.3	Pengaruh senyawa toksik (toxicant) terhadap udang	5
Gambar 1.4	Pengaruh suhu dan tingkat konsumsi oksigen oleh ikan berdasarkan hukum Van Hoff's	7
Gambar 1.5	Hubungan antara input pakan dan oksigen terlarut dalam tambak (Cole dan Boyd, 1986)	9
Gambar 2.1	Stratifikasi suhu pada tambak udang (Boyd, 1990)	12
Gambar 2.2	<i>Secchi disk</i>	12
Gambar 2.3	Hubungan antara kecerahan dan partikel bahan organik di tambak udang (Almazan dan Boyd, 1978)	13
Gambar 2.4	Fluktuasi pH harian tambak udang	16
Gambar 2.5	Siklus harian oksigen terlarut (DO) dan karbondioksida (CO ₂) dalam tambak udang	22
Gambar 2.6	Hubungan antara input pakan dan Karbodioksida dalam tambak (Cole dan Boyd, 1986)	23
Gambar 2.7	Siklus nitrogen dalam tambak udang (Boyd, 1990)	24
Gambar 2.8	Siklus nitrogen dalam kolam budidaya ikan (Durborow et al., 1997)	26
Gambar 2.9	Hubungan kepadatan fitoplankton terhadap kandungan klorofil a (Supono, 2008)	28
Gambar 2.10	Pengaruh alkalinitas dan pemupukan terhadap produktivitas fitoplankton di tambak	31
Gambar 2.11	Pengaruh kepadatan fitoplankton terhadap kecerahan air tambak	32
Gambar 3.1	Reaksi CaCO ₃ dalam menetralkan keasaman tanah (Boyd et al., 2002)	36
Gambar 3.2	Soil triangle	37
Gambar 4.1	Komposisi Ordo Diatom Epipellic	45
Gambar 4.2	Kelimpahan Genus Diatom Epipellic di tambak udang	45

Gambar 4.3	Pengaruh KPK sedimen terhadap keragaman diatom epipellic	46
Gambar 4.4	Pengaruh kandungan liat sedimen terhadap keragaman diatom epipellic	46
Gambar 6.1	Pengaruh pH terhadap proporsi H_2CO_3 , CO_2 , HCO_3^- , dan CO_3^{2-} .	54
Gambar 6.2	Fluktuasi pH Kolam ikan dengan alkalinitas yang berbeda	56
Gambar 6.3	Efek konsentrasi oksigen terlarut terhadap udang	57
Gambar 6.4	Kandungan oksigen terlarut di tambak pada malam hari (Boyd, 1990)	61
Gambar 6.5	Setting aerator pada tambak udang.	62
Gambar 6.6	<i>Paddlewheel</i>	62
Gambar 6.7	<i>Propeller aspirator pump</i>	62
Gambar 6.8	Blue green algae	70
Gambar 9.1	Siklus nitrogen dalam kolam ikan (Crab et al., 2007)	91
Gambar 9.2	Konsep biofloc	95
Gambar 9.3	Biofloc didominasi oleh bakteri	98
Gambar 9.4	Saluran pencernaan udang yang memakan biofloc (kiri)	100



DAFTAR TABEL

Tabel 1.1	Limbah Budidaya udang udang putih (L. Vannamei)	2
Tabel 2.1	Panjang gelombang spektrum cahaya matahari (Cole, 1988)	10
Tabel 2.2	Komposisi rata-rata air laut (Goldberg, 1963)	14
Tabel 2.3	Kontribusi ion-ion terhadap alkalinitas air	17
Tabel 2.4	Kelarutan oksigen (mg/1) dalam air pada suhu dan salinitas berbeda dengan tekanan 76 cm Hg (Colt, 1984).	21
Tabel 2.5	Persentase H ₂ S tidak terionisasi pada suhu dan pH yang berbeda	24
Tabel 2.6	Kelarutan nitrogen (mg/1) pada suhu dan salinitas berbeda dengan tekanan udara 76 cm Hg (Colt, 1984)	25
Tabel 3.1	Klasifikasi kandungan bahan organik tanah (Boyd <i>et al.</i> , 2002)	39
Tabel 3.2	Dosis pengapuran berdasarkan alkalinitas dan pH tanah (Boyd <i>et al.</i> , 2002).	40
Tabel 5.1	Persentase Amoniak tidak terionisasi (NH ₃) pada pH dan suhu yang berbeda (Colt, 1984)	48
Tabel 6.1	Perubahan oksigen terlarut, CO ₂ dan pH berdasarkan waktu	54
Tabel 6.2	Factor corresponding untuk menghitung konsentrasi CO ₂ berdasarkan pH, temperatur, dan alkalinitas (Tucker, 1984)	55
Tabel 6.3	Kebutuhan aerator berdasarkan biomasa udang.	63
Tabel 6.4	Kandungan nitrogen dan potential acidity beberapa jenis pupuk	65
Tabel 7.1	Neutralizing value beberapa jenis kapur (Wurts dan Masser, 2013).	80
Tabel 8.1	Standar kualitas air budidaya udang	83
Tabel 9.1	Rasio C:N pakan pada berbagai kandungan protein	96



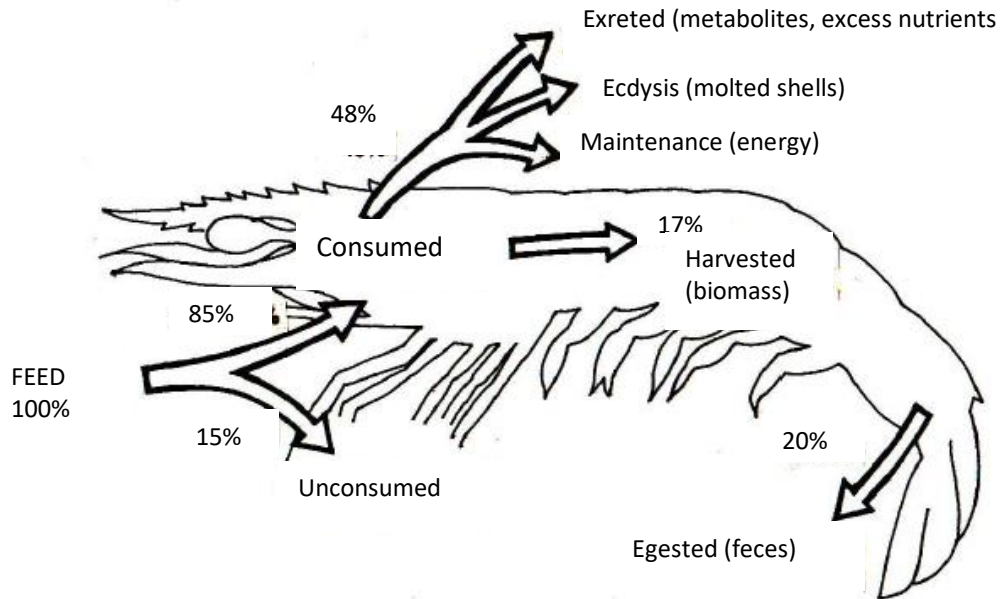
BAB 1

LINGKUNGAN TAMBAK SEBAGAI MEDIA BUDIDAYA UDANG

Lingkungan tambak sebagai media akuakultur memegang peranan yang besar dalam mendukung keberhasilan budidaya udang. Lingkungan tambak yang terdiri dari air dan tanah, pada proses pembesaran udang mengalami degradasi kualitas karena beberapa sebab, antara lain: meningkatnya limbah yang berasal dari sisa pakan, feses, dan ekskresi udang (Hargreaves dan Tucker, 2004). Limbah tersebut baik organik maupun anorganik mempengaruhi kualitas air dan tanah seperti oksigen terlarut, pH, BOD, kekeruhan, *oxidized layer* sedimen, H_2S dan lain-lainnya.

1.1 Limbah Akuakultur

Budidaya udang terutama yang dikelola secara semi intensif dan intensif mempunyai permasalahan yang cukup serius mengenai degradasi kualitas air. Kepadatan penebaran (*stocking density*) dan input pakan yang tinggi menyebabkan tingginya limbah yang dihasilkan baik yang tersuspensi maupun mengendap di dasar kolam. Degradasi kualitas air selama proses budidaya udang juga disebabkan oleh rendahnya efisiensi pakan. Menurut Primavera (1991), pakan yang diberikan pada udang, hanya 85% yang dikonsumsi sedangkan 15% tidak termakan (*uneaten feed*) sementara 20% terbuang dalam bentuk *feces* (Gambar 1). Kandungan protein yang tinggi pada pakan udang (>30%) berdampak pada tingginya kandungan nitrogen anorganik (*mobile nitrogen*) pada limbah yang dihasilkan. Menurut Avnimelech dan Ritvo (2003), hanya 25% nitrogen dari pakan yang dapat diasimilasi menjadi daging, sedangkan 75% terbuang ke lingkungan.



Gambar 1.1 Aliran pakan (berat kering) dalam budidaya udang (Primavera, 1991)

Tabel 1.1 menunjukkan besarnya limbah organik dan *ammonia-nitrogen* yang dihasilkan dalam kegiatan budidaya udang putih (*L. vannamei*) secara intensif dengan luas kolam 5.000m² dengan kepadatan penebaran 100 ekor/m².

Tabel 1.1 Limbah Budidaya udang udang putih (*L. Vannamei*)

No. Kolam	Pakan Kumulatif (Kg)	Protein Pakan (%)	Panen (Kg)	FCR	Limbah Organik (Kg)	Ammonia-Nitrogen (Kg)
1	13.330	30	10.156	1,31	4.666	384
2	12.980	30	9.412	1,38	4.543	374
3	11.080	30	7.427	1,49	3.878	319
4	10.980	30	7.592	1,45	3.843	316
5	11.425	30	7.743	1,48	3.999	329
6	11.705	30	7.986	1,47	4.097	337
7	9.755	30	6.662	1,46	3.414	281
8	9.355	30	7.029	1,33	3.274	269
9	11.180	30	7.797	1,43	3.913	322
10	9.605	30	6.774	1,42	3.362	277
Rerata	11.140	30	7.858	1,42	3.899	321

Dari data tersebut dapat disimpulkan bahwa budidaya udang putih dengan produktivitas kolam rata-rata 15.716 kg/ha menghasilkan limbah organik rata-rata 7.798 kg/ha dan *ammonia-nitrogen* rata-rata 642 kg/ha.

Dalam sistem autotrof, nitrogen anorganik dalam bentuk NH_4^+ dan NO_3^- dimanfaatkan oleh fitoplankton untuk pertumbuhan. Namun, kemampuan fitoplankton dalam menyerap nitrogen anorganik tersebut sangat terbatas jika dibandingkan dengan limbah yang dihasilkan. Menurut Avnimelech (2009), kemampuan fitoplankton dalam mengasimilasi karbon berkisar 2-5gC/m². Jika rasio C:N untuk pertumbuhan fitoplankton 5, maka kapasitas mengikat nitrogen sekitar 0,4-1 gN/m², sehingga kapasitas mengontrol nitrogen anorganik dalam kolam hanya 0,5-1,2 kg udang/m² atau setara dengan 5.000-12.000 kg udang/ha.

Besarnya limbah yang dihasilkan dalam budidaya udang tidak terlepas dari rendahnya efisiensi pakan dan buruknya manajemen pemberian pakan (*feeding management*) yang berakibat tingginya nilai rasio konversi pakan (*feed conversion ratio/FCR*). Konversi pakan untuk budidaya lele secara intensif sekitar 1,1 (Supono, 2010). Hal ini berarti setiap 1,1 kg pakan menghasilkan 1 kg daging lele. Namun demikian angka tersebut tidaklah menggambarkan kondisi yang sesungguhnya karena persentase berat kering pakan dan lele tidak sama. Pakan mempunyai berat kering rata-rata 90%, sedangkan udang lele mempunyai berat kering sekitar 25%. Berdasarkan informasi tersebut maka konversi pakan sesungguhnya dapat dihitung sebagai berikut :

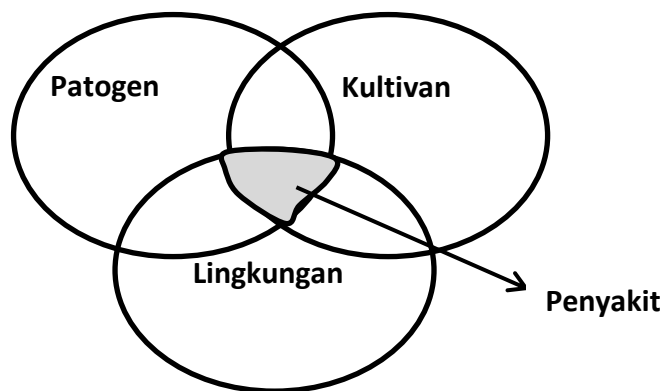
Berat kering pakan yang dibutuhkan	:	1,1 kg x 90% = 0,99 kg
Berat kering udang	:	1 kg x 25% = 0,25 kg
Rasio konversi pakan berat kering	:	0,99 : 0,25 = 3,96 ≈ 4

Dari hasil perhitungan tersebut dapat ditarik kesimpulan bahwa setiap 4 kg pakan berat kering menghasilkan 1 kg udang lele berat kering (25 %) sehingga sisanya (75%) terbuang ke lingkungan sebagai limbah.

Udang vannamei (*Litopenaeus vannamei*) yang dibudidayakan secara intensif mempunyai konversi pakan sekitar 1,4 (Supono, 2011). Hal ini menunjukkan bahwa setiap 1,4 kg pakan berat basah (kandungan air 10%) menghasilkan 1 kg udang berat basah. Dengan demikian jika berat kering pakan 90% dan berat kering udang 25% maka FCR berat kering dengan perhitungan yang sama di atas dapat ditentukan yaitu sebesar 5. Angka tersebut memberikan informasi bahwa setiap 5 kg pakan berat kering akan menghasilkan 1 kg udang berat kering (20%), sedangkan sisanya (80%) terbuang ke lingkungan budidaya sebagai limbah. Dengan perhitungan ini pula, FCR udang windu rata-rata 1,7 menggambarkan bahwa 16, 3% pakan diasimilasi menjadi daging udang. Hal ini mendekati penelitian yang dilakukan Primavera (1991) bahwa pakan yang diasimilasi menjadi daging udang sekitar 17%.

1.2 Lingkungan dan Penyakit Udang

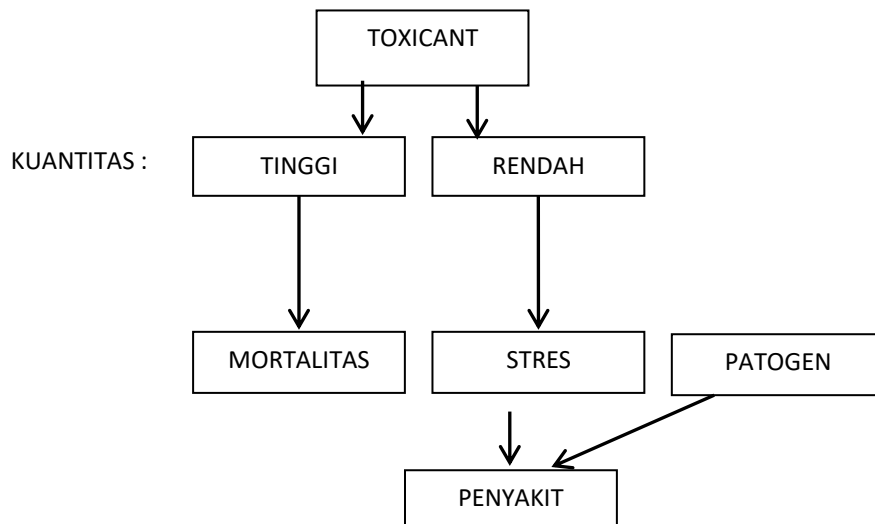
Keberhasilan budidaya udang ditentukan oleh beberapa faktor antara lain tingkat kesehatan udang. Beberapa kasus menunjukkan bahwa penyakit menjadi penyebab utama kegagalan budidaya baik udang maupun udang. Penyakit telah menyerang udang di Indonesia dan menyebabkan kerugian yang besar secara ekonomi, misalnya *white spot* pada udang lele yang disebabkan oleh *Aeromonas hydrophilla* dan *koi herpes virus* (KHV) pada udang mas dan koi. Begitu juga dengan udang seperti *white spot syndrome virus* (WSSV), *infectious myonecrosis virus* (IMNV), maupun *taura syndrome virus* (TSV). Salah satu penyebab utama merebaknya penyakit tersebut adalah terjadinya degradasi lingkungan kolam. Penyakit pada udang akan muncul jika terjadi interaksi antara kondisi lingkungan yang jelek, keberadaan patogen, dan kondisi udang lemah seperti yang terdapat pada Gambar 1.2 (Anderson, 1974).



Gambar 1.2 Interaksi antara lingkungan, kultivan dan patogen

Menurunnya kualitas lingkungan akan menyebabkan patogen dan plankton berbahaya (*harmful plankton*) seperti Dinoflagellata dan *blue green algae* (BGA) berkembang dengan pesat. Limbah organik yang dihasilkan dalam budidaya udang akan mempengaruhi kualitas air lainnya. Suhu, pH, polutan, salinitas, amoniak, hidrogen sulfida dan oksigen terlarut selain mempengaruhi populasi patogen dalam kolam juga mempengaruhi ketahanan udang terhadap infeksi penyakit. Oksigen terlarut yang rendah (<4 mg/l) dapat menyebabkan pertumbuhan lambat, nafsu makan turun, kondisi udang lemah bahkan dapat menyebabkan kematian dan merangsang pertumbuhan bakteri anaerob di dasar kolam (Boyd, 1990). Kualitas air yang buruk karena meningkatnya senyawa-senyawa beracun (*toxicant*) seperti amoniak, nitrit maupun H_2S dalam konsentrasi tinggi dapat menyebabkan kematian. Dalam konsentrasi rendah senyawa tersebut menyebabkan stres pada udang yang dapat menurunkan daya tahan tubuh sehingga peluang terjadinya infeksi pada udang semakin besar. Sementara dalam

konsentrasi tinggi senyawa tersebut dapat menyebabkan kematian seperti yang terdapat pada Gambar 3 (Austin, 1999).



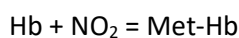
Gambar 1.3 Pengaruh senyawa toksik (*toxicant*) terhadap udang

Hubungan tingkat kelangsungan hidup (*survival rate*), penyakit dan kualitas air dijelaskan oleh Duraipah *et al.* (2000) dengan persamaan fungsi :

$$Survival\ rate = F(disease, stress)$$

Survival rate dipengaruhi oleh keberadaan penyakit dan kondisi udang (stres). Stres dapat menyebabkan penurunan imunitas udang bahkan bisa menyebabkan kematian (Zonneveld *et al.*, 1991). Keberadaan penyakit baik populasi maupun keganasannya serta kondisi udang dipengaruhi oleh kondisi lingkungan (kualitas air). Konsentrasi lewat jenuh seperti oksigen terlarut dan nitrogen dapat menyebabkan penyakit non infeksi gelembung gas atau *gas bubble trauma* (GBT).

Nitrogen anorganik yang terakumulasi dalam kolam dalam bentuk amonia (NH_3) dan nitrit (NO_2^-) dapat menyebabkan intoksikasi pada udang dan udang (Zonneveld *et al.*, 1991). Kadar amoniak yang tinggi di kolam dapat menyebabkan: meningkatnya kadar amonia dalam darah, meningkatnya konsumsi oksigen, terjadi kerusakan insang, menurunnya kemampuan darah dalam transportasi oksigen, dan udang mudah terserang penyakit. Selain amonia, bentuk nitrogen anorganik yang sering muncul dalam budidaya udang adalah nitrit. Nitrit diabsorpsi oleh udang melalui insang dan bereaksi dengan hemoglobin membentuk met-Hb :



Nitrit beracun karena met-Hb tidak dapat menangkap oksigen sehingga menghambat kerja dari hemoglobin darah (Durborow *et al.*, 1997). Darah yang banyak mengandung *methemoglobin* akan berwarna coklat menyebabkan penyakit "*brown blood disease*". Hal yang sama berlaku pada Crustacea yang mengandung *haemocyanin*. Warna coklat muda terjadi jika konsentrasi *methemoglobin* 20-30% dari total hemoglobin, jika melebihi 50% akan berwarna coklat (Boyd, 1990).

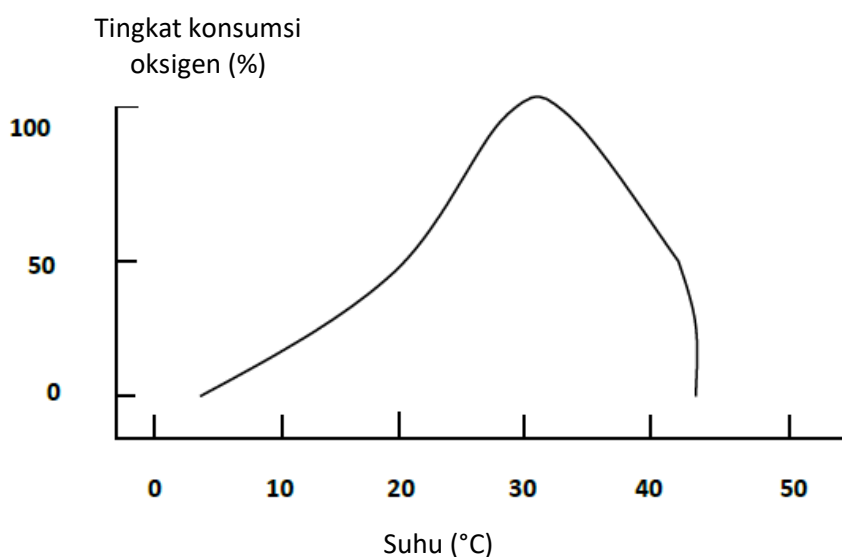
1.3 Lingkungan dan Pertumbuhan udang

Kualitas air kolam sangat mempengaruhi pertumbuhan udang yang dibudidayakan. Kualitas yang baik (sesuai standar budidaya) akan mendukung pertumbuhan yang optimal. Sebaliknya, kualitas air yang jelek dapat menurunkan nafsu makan udang yang berakibat pada pertumbuhan terhambat. Degradasi kualitas air akan menyebabkan stres pada udang bahkan dapat menyebabkan kematian dan menurunkan tingkat kelulushidupan (*survival rate*) yang pada akhirnya dapat menurunkan biomasa udang yang dipelihara. Sebaliknya jika kualitas air baik maka pertumbuhan udang akan cepat dan tingkat kelangsungan hidup tinggi sehingga biomasanya meningkat.

Beberapa parameter kualitas air yang mempengaruhi pertumbuhan dan tingkat kelangsungan udang antara lain : suhu, oksigen terlarut, pH, dan salinitas air. Menurut Goddard (1996), suhu dan oksigen terlarut merupakan faktor utama yang mempengaruhi nafsu makan, metabolisme, dan pertumbuhan udang. Suhu air sangat berpengaruh terhadap proses kimia maupun biologi dalam air. Hubungan Reaksi kimia dan biologi dan suhu mengikuti hukum Van Hoff's yaitu naik dua kali setiap terjadi kenaikan suhu 10°C. Aktivitas metabolisme organisme akuatik juga naik dan penggunaan oksigen terlarut menjadi dua kali lipat. Penggunaan oksigen terlarut dalam penguraian bahan organik juga meningkat secara drastis (Howerton, 2001). Berdasarkan pada penelitian Jackson dan Wang (1998), pertumbuhan udang windu (*P. monodon*) pada suhu 30°C dengan umur 180 hari mencapai 34 g dan pada suhu 20°C hanya mencapai 20 g pada umur yang sama. Sedangkan berdasarkan penelitian Wasielesky (2003) tentang metabolisme udang putih (*L. vannamei*) pada suhu 23°C, 27°C, dan 30°C menunjukkan bahwa nafsu makan udang paling tinggi terjadi pada suhu 30°C. Hubungan antara suhu dan konsumsi oksigen pada udang terdapat pada Gambar 1.4.

Oksigen terlarut mempengaruhi *feed intake*, resistensi terhadap penyakit, dan metabolisme udang. Penelitian Boyd (2014) menunjukkan bahwa penurunan kandungan oksigen terlarut dalam air akan menurunkan tingkat kelangsungan hidup dan produksi udang serta menaikkan konversi pakan (*feed conversion ratio*/FCR). Sementara itu fluktuasi pH air yang besar (>0,5) mempengaruhi nafsu makan udang. Nilai pH yang tinggi (>8) akan meningkatkan kandungan amonia dalam air yang dapat mempengaruhi metabolisme dan pertumbuhan udang.

Salinitas air mempengaruhi tingkat kerja osmotik (TKO) udang. Perbedaan tekanan osmotik pada darah udang atau hemolim pada udang dan air kolam yang besar menyebabkan udang akan banyak kehilangan energi untuk adaptasi sehingga pertumbuhan menjadi lambat. Sebagai contoh tekanan osmotik hemolim udang putih PL 11 pada fase premolt rata-rata 933,89 m Osm/l H₂O atau setara dengan 32 ppt, sedangkan pada fase intermolt rata-rata 861 m Osm/l H₂O atau 29,5 ppt (supono *et al.*, 2014) sehingga pada rentang salinitas tersebut larva udang putih akan tumbuh optimal. Menurut Anggoro dan Muryati (2006), tekanan osmotik pada fase premolt dan intermolt merupakan salinitas yang baik untuk pertumbuhan udang.



Gambar 1.4 Pengaruh suhu dan tingkat konsumsi oksigen oleh udang berdasarkan hukum Van Hoff's

1.4 Manajemen Pemberian Pakan Vs Manajemen Lingkungan

Pakan berperan sangat besar dalam mencapai keberhasilan budidaya udang. Biaya pakan mencapai lebih dari 50% dari biaya total (Hasan *et al.*, 2012) sehingga perlu adanya manajemen pemberian pakan yang baik untuk mendukung keberhasilan budidaya. Tingkat pemberian pakan dalam budidaya udang ada tiga kondisi, yaitu: *under feeding*, *optimum* dan *over feeding*. Pemberian pakan yang *under feeding* akan menyebabkan pertumbuhan lambat, nilai konversi pakan tinggi tetapi tidak mengalami penurunan kualitas air. Pemberian pakan *over feeding* akan menyebabkan pertumbuhan cepat pada awal budidaya, penurunan kualitas air dan tanah, nilai konversi pakan tinggi, dan sering diikuti infeksi penyakit.

Pemberian pakan yang *optimum* akan meningkatkan pertumbuhan, kualitas air terjaga, dan efisiensi pakan (Davis *et al.*, 2006).

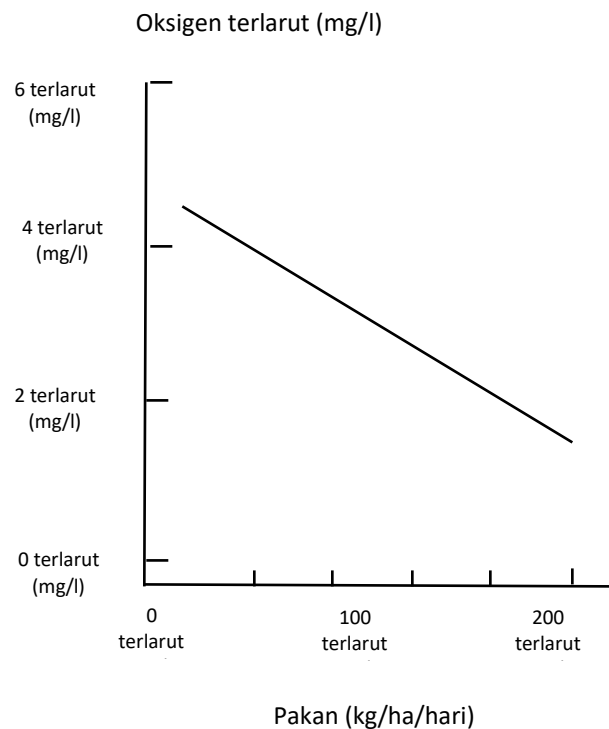
Pemberian pakan yang optimum dapat dilakukan dengan beberapa metode sesuai dengan *feeding habit* dari kultivan yang dibudidayakan. Ada tiga metode pemberian pakan yang biasa digunakan dalam budidaya udang, yaitu *ad libitum*, *ad satiation*, dan *restricted feed*. Metode *ad libitum* mengharuskan pakan tersedia setiap waktu dalam media budidaya sehingga kultivan dapat mengkonsumsi setiap saat. Pada metode *ad satiation*, kultivan diberi pakan hingga kenyang sampai tidak menunjukkan reaksi bila diberi makan, sedangkan metode *restricted feed*, kultivan diberi pakan dengan jumlah tertentu sesuai persentase biomasa (El-Sayed, 2006). Metode *ad libitum* banyak digunakan untuk pembenihan yang menggunakan pakan hidup (*live feed*) dimana pakan tersedia setiap saat pada media budidaya dalam kondisi segar. Metode *ad satiation* biasa digunakan untuk jenis udang yang mempunyai kebiasaan makan naik ke permukaan air seperti ikan nila, karper, dan lele. Metode *restricted feed* digunakan untuk kultivan yang kebiasaan makannya di dasar kolam, seperti udang.

Manajemen pemberian pakan dan manajemen lingkungan dalam budidaya udang mempunyai hubungan yang erat dan saling mempengaruhi. Manajemen pakan yang buruk akan mempengaruhi kualitas air, begitu juga manajemen lingkungan yang buruk akan menurunkan konsumsi pakan oleh udang. Efisiensi pakan yang rendah membutuhkan strategi pemberian pakan yang tepat untuk mencegah degradasi kualitas air. Kualitas air mempengaruhi pertumbuhan dan kelangsungan hidup udang yang secara ekonomi akan mempengaruhi produktivitas kolam. Metode pemberian, frekuensi, dan tingkat pemberian pakan ditujukan untuk mengoptimalkan pakan, menurunkan konversi pakan, serta mengurangi limbah yang dihasilkan sebagai efek samping (Goddard, 1996).

Input pakan ke dalam kolam direncanakan serta dibatasi sesuai dengan *carrying capacity* ekosistem kolam. Pakan diberikan sesuai dengan kebutuhan udang untuk pertumbuhan namun juga mempertimbangkan kemampuan ekosistem kolam dalam mengasimilasi limbah dan menjaga konsentrasi oksigen terlarut yang cukup. Jika pakan yang diberikan melebihi *carrying capacity* maka akan menyebabkan kualitas air memburuk yang diindikasikan dengan rendahnya kandungan oksigen terlarut (Davis *et al.*, 2006). Hubungan konsentrasi oksigen terlarut dalam kolam dan input pakan dijelaskan oleh Cole dan Boyd (1986) seperti yang terdapat pada Gambar 5. Input pakan merupakan sumber utama limbah organik yang ada di dasar kolam, baik berupa pakan yang tidak terkonsumsi (*uneaten feed*) maupun feses. Limbah organik tersebut dapat menghambat difusi oksigen ke dalam tanah sehingga lapisan tanah yang mengandung oksigen (*oxidized layer*) menjadi hilang (Boyd *et al.*, 2002).

Sebaliknya, lingkungan berpengaruh terhadap input pakan dalam kolam. Suhu dan kandungan oksigen terlarut berperan penting dalam konsumsi pakan, metabolisme, dan pertumbuhan udang

(Goddard, 1996). Pada saat cuaca mendung, suhu air turun menyebabkan metabolisme menurun serta nafsu makan berkurang. Begitu juga dengan kandungan oksigen terlarut dalam air yang rendah sebagai akibat dari kandungan bahan organik yang tinggi (Zonneveld *et al.*, 1991), *die off* fitoplankton, maupun *blooming* fitoplankton (Brunson *et al.*, 1994) menyebabkan penurunan nafsu makan udang sehingga perlu adanya koreksi *feeding rate* untuk meminimalisir sisa pakan.



Gambar 1.5 Hubungan antara input pakan dan oksigen terlarut dalam kolam (Cole dan Boyd, 1986)

-oo0oo-

BAB 2

PARAMETER KUALITAS AIR

2.1 Fisika Air

2.1.1 Cahaya matahari

Cahaya matahari mempunyai peranan yang sangat besar terhadap kualitas air secara keseluruhan, karena dapat mempengaruhi reaksi-reaksi yang terjadi dalam air. Penetrasi cahaya matahari ke dalam air terutama dipengaruhi oleh sudut jatuh cahaya terhadap garis vertikal. Semakin besar sudut jatuhnya, maka penetrasi cahaya matahari semakin menurun. Kemampuan air untuk meneruskan cahaya kedalamnya dipengaruhi oleh turbiditas. Cahaya akan berubah kualitas spektrumnya dan turun intensitasnya setelah menembus masa air karena dispersi dan absorpsi yang berbeda-beda oleh lapisan air. Pada air murni kira-kira 53% dari cahaya yang masuk akan ditransformasi ke dalam bentuk panas dan akan padam pada kedalaman kurang dari satu meter (Boyd, 1990). Cahaya dengan panjang gelombang panjang (merah dan jingga) dan panjang gelombang pendek (violet) lebih cepat padam dibandingkan dengan panjang gelombang sedang atau *intermediate* (biru, hijau, kuning). Panjang gelombang masing-masing spektrum cahaya terdapat pada Tabel 2.1.

Tabel 2.1 Panjang gelombang spektrum cahaya matahari (Cole, 1988)

No	Spektrum Cahaya	Panjang Gelombang (nm)
1	Ungu (violet)	400
2	Biru	460
3	Hijau	520
4	Kuning	580
5	Oranye	620
6	Merah	700

Cahaya matahari sangat diperlukan oleh tumbuhan air sebagai sumber energi untuk melakukan fotosintesis. Sebagai produsen primer, tumbuhan hijau melakukan fotosintesis untuk menghasilkan oksigen dan bahan organik, yang akan dimanfaatkan oleh hewan yang lebih tinggi tingkatannya dalam rantai makanan (Ghosal *et al.*, 2000). Persentase absorpsi cahaya dapat dihitung berdasarkan persamaan Wetzel (1975) sebagai berikut :

$$PA = \frac{(I_0 - I_z)}{I_0} \times 100\%$$

dimana PA : Persentase absorpsi

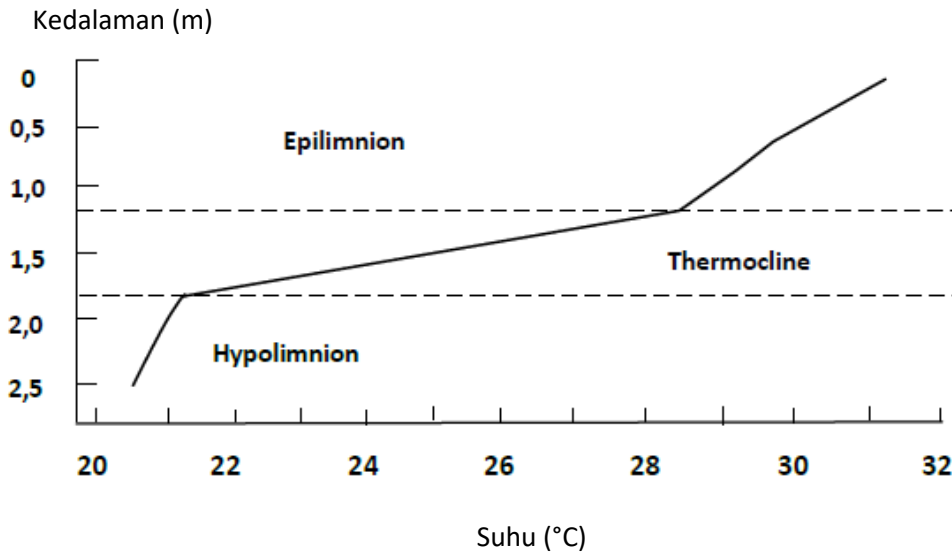
I_0 : Intensitas cahaya pada permukaan

I_z : Intensitas cahaya pada kedalaman Z

2.1.2. Suhu air

Suhu air dipengaruhi oleh: radiasi cahaya matahari, suhu udara, cuaca dan lokasi. Radiasi matahari merupakan faktor utama yang mempengaruhi naik turunnya suhu air. Sinar matahari menyebabkan panas air di permukaan lebih cepat dibanding badan air yang lebih dalam. Densitas air turun dengan adanya kenaikan suhu sehingga permukaan air dan air yang lebih dalam tidak dapat tercampur dengan sempurna. Hal ini akan menyebabkan terjadinya stratifikasi suhu (*thermal stratification*) dalam badan air, dimana akan terbentuk tiga lapisan air yaitu: *epilimnion*, *hypolimnion* dan *thermocline* (Gambar 2.1). *Epilimnion* adalah lapisan atas yang suhunya tinggi. *Hypolimnion* ialah lapisan bawah yang suhunya rendah. Sedangkan *thermocline* adalah lapisan yang berada di antara *epilimnion* dan *hypolimnion* yang suhunya turun secara drastis (Boyd, 1990).

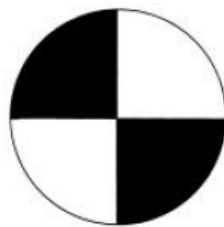
Air mempunyai kapasitas yang besar untuk menyimpan panas sehingga suhunya relatif konstan dibandingkan dengan suhu udara (Boyd, 1990). Energi cahaya matahari sebagian besar diabsorpsi di lapisan permukaan air. Semakin ke dalam energinya semakin berkurang. Konsentrasi bahan-bahan terlarut di dalam air akan menaikkan penyerapan panas. Terjadinya transfer panas dari lapisan atas ke lapisan bawah tergantung dari kekuatan pengadukan air (angin, kincir, dan sebagainya). Suhu mempengaruhi kelarutan beberapa senyawa seperti oksigen terlarut, karbondioksida, dan nitrogen. Semakin tinggi suhu semakin rendah kelarutan senyawa tersebut di dalam air. Suhu juga mempengaruhi proporsi amonia bebas (NH_3) dalam air. Semakin tinggi suhu semakin besar proporsi amonia bebas terhadap amonium (NH_4^+).



Gambar 2.1 Stratifikasi suhu pada kolam (Boyd, 1990)

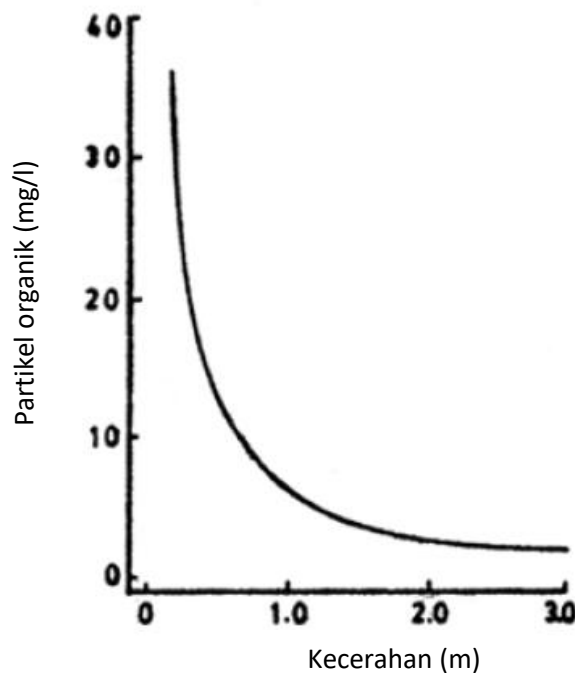
2.1.3. Kecerahan

Kecerahan (*transparency*) perairan dipengaruhi oleh bahan-bahan halus yang melayang-layang dalam air baik berupa bahan organik seperti plankton, jasad renik, detritus maupun berupa bahan anorganik seperti lumpur dan pasir (Hargreaves, 1999). Dalam tambak budidaya, kepadatan plankton memegang peranan paling besar dalam menentukan kecerahan meskipun partikel tersuspensi dalam air juga berpengaruh. Plankton tersebut akan memberikan warna hijau, kuning, biru-hijau, dan coklat pada air. Kedalaman air yang dipengaruhi oleh sinar matahari (*photic zone*) di danau atau tambak sekitar dua kali nilai pengamatan dengan menggunakan *secchi disk* (Boyd, 2004). *Secchi disk* (Gambar 2.2) merupakan piringan dengan diameter 20 cm berwarna hitam dan putih yang digunakan untuk mengukur kedalaman penetrasi sinar matahari ke dalam badan air. Semakin kecil kecerahan semakin kecil sinar matahari yang masuk sampai dasar tambak yang dapat mempengaruhi aktivitas biota di daerah tersebut.



Gambar 2.2 Secchi disk

Menurut Boyd and Lichtkoppler (1979) kecerahan kurang dari 30 cm yang disebabkan oleh tanah liat dapat mencegah terjadinya *blooming* plankton. Kecerahan antara 30-60 cm baik untuk pertumbuhan udang. Kecerahan diatas 60 cm mengakibatkan menurunnya oksigen terlarut dan sinar matahari dapat mencapai dasar tambak sehingga mendorong tumbuhnya tumbuhan air (*macrophyte*). Menurut Santhosh dan Singh (2007) kecerahan antara 30 sampai 40 cm mengindikasikan produktivitas tambak yang optimum untuk budidaya udang. Hubungan antara kecerahan dan partikel bahan organik dijelaskan oleh Almazan dan Boyd (1978) seperti yang terdapat pada Gambar 2.3.



Gambar 2.3 Hubungan antara kecerahan dan partikel bahan organik di tambak udang (Almazan dan Boyd, 1978)

2.1.4. Muatan padatan tersuspensi

Muatan padatan tersuspensi (MPT) berasal dari zat organik dan anorganik. Komponen organik terdiri dari fitoplankton, zooplankton, bakteri dan organisme renik lainnya. Sedangkan komponen anorganik terdiri dari detritus partikel-partikel anorganik (Hargreaves, 1999). Muatan padatan tersuspensi berpengaruh terhadap penetrasi cahaya matahari ke dalam badan air. Hal ini berpengaruh pada tingkat fotosintesis tumbuhan hijau sebagai produsen primer yang memanfaatkan sinar matahari sebagai energi utama. Kekeruhan karena plankton jika tidak berlebihan bermanfaat bagi ekosistem tambak. Jika densitas plankton terlalu tinggi akan menyebabkan fluktuasi beberapa kualitas air seperti pH dan oksigen terlarut.

2.2 Kimia Air

2.2.1 Komposisi Air

Tujuh ion yang mendominasi sebagai zat-zat terlarut baik sebagai kation maupun anion adalah: klor, natrium, sulfat, magnesium, kalsium, kalium dan bikarbonat. Sedangkan ion-ion yang lain jumlahnya kecil. Air laut mempunyai konsentrasi ion-ion terlarut lebih besar dibanding air payau dan tawar, air payau lebih banyak dari air tawar (Boyd, 1990).

Komposisi air laut sebenarnya sangat kompleks, disamping paling tinggi konsentrasi zat-zat yang terlarut di dalamnya. Klor dan natrium merupakan ion-ion yang paling tinggi konsentrasinya. Data komposisi rata-rata tujuh ion air laut terdapat pada Tabel 2.2.

Tabel 2.2 *Komposisi rata-rata air laut (Goldberg, 1963)*

No	Ion	Konsentrasi (mg/l)
1	Cl	19.000
2	Na	10.500
3	SO ₄	2.700
4	Mg	1.350
5	Ca	400
6	K	380
7	HCO ₃	142

2.2.2. Salinitas

Salinitas dapat didefinisikan sebagai total konsentrasi ion-ion terlarut dalam air. Dalam budidaya perairan, salinitas dinyatakan dalam permil (‰) atau ppt (*part per thousand*) atau gram/liter. Tujuh ion utama yaitu: sodium, potasium, kalium, magnesium, klorida, sulfat dan bikarbonat mempunyai kontribusi besar terhadap besarnya salinitas, sedangkan yang lain dianggap kecil (Boyd, 1990). Ion kalsium (Ca), potasium (K), dan magnesium (Mg) merupakan ion yang paling penting dalam menopang tingkat kelulushidupan udang (Davis *et al.*, 2004),.

Klasifikasi perairan berdasarkan salinitas menurut Fast (1986) adalah sebagai berikut :

1. Air Tawar : < 0.5 ppt
2. AirPayau :
 - Oligohaline* : 0.5 - 3.0 ppt
 - Mesohaline* : 3.0 -16.5 ppt

- Polihaline* : 16.5 - 30 ppt
3. Air Asin :
- Marine* : 30 - 40 ppt
- Brine (hyperhaline)* : > 40 ppt

Di perairan bebas besarnya kadar garam ditentukan oleh pencampuran antara air tawar dari sungai dan air asin dari laut, serta dipengaruhi juga oleh curah hujan dan tingkat evaporasi pada perairan tersebut. Pengelolaan salinitas tambak terutama untuk udang di air payau sangat penting mengingat pada fase tertentu, udang tumbuh cepat pada salinitas rendah. Untuk menentukan besarnya salinitas suatu perairan (tambak) yang menggunakan dua sumber air yang berbeda, dapat ditentukan dengan perhitungan yang menggunakan rumus sebagai berikut :

$$S_n = \frac{(S_1V_1) + (S_2V_2)}{(V_1 + V_2)}$$

- S_n : Salinitas yang dikehendaki (ppt)
- S_1 : Salinitas air tambak (ppt)
- S_2 : Salinitas air yang ditambahkan (ppt)
- V_1 : Volume air tambak (m^3)
- V_2 : Volume air yang ditambahkan (m^3)

Salinitas berpengaruh terhadap tekanan osmotik air. Semakin tinggi salinitas, semakin tinggi tekanan osmotik air, sehingga mempengaruhi tingkat kerja osmotik (TKO) ikan. Ikan sangat sensitif terhadap perubahan salinitas yang mendadak. Pada salinitas > 45 ppt ikan sangat sulit untuk beradaptasi. Beberapa jenis ikan mempunyai kisaran yang lebar terhadap salinitas misalnya ikan nila (*Tilapia nilotica*) dan udang putih (*Litopenaeus vannamei*).

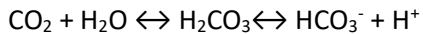
2.2.3. pH

Definisi pH adalah logaritme negatif dari konsentrasi ion hidrogen [H^+] yang mempunyai skala antara 0 sampai 14.

$$pH = -\log [H^+]$$

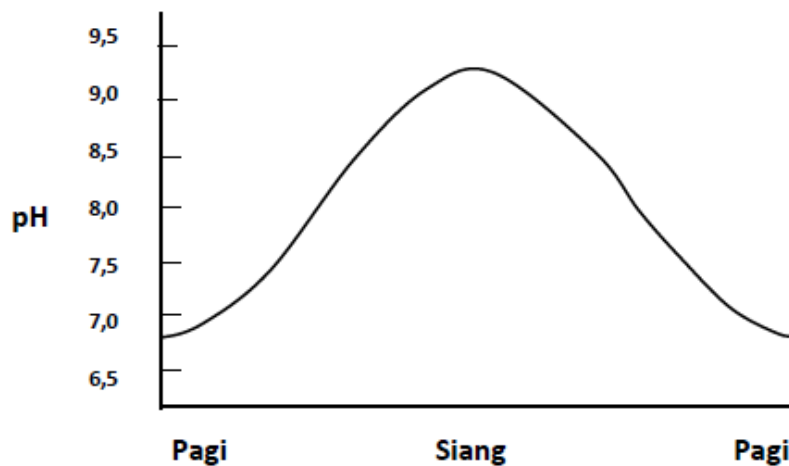
Nilai pH mengindikasikan apakah air tersebut netral, basa atau asam. Air dengan pH di bawah 7 termasuk asam dan diatas 7 termasuk basa. pH merupakan variabel kualitas air yang dinamis dan berfluktuasi sepanjang hari. Pada perairan umum yang tidak dipengaruhi aktivitas biologis yang tinggi, nilai pH jarang mencapai diatas 8,5, tetapi pada tambak ikan atau udang, pH air dapat mencapai 9 atau lebih (Boyd, 2002). Perubahan pH ini merupakan efek langsung dari fotosintesis yang menggunakan CO_2

selama proses tersebut. Karbon dioksida dalam air bereaksi membentuk asam seperti yang terdapat pada reaksi (Wurts dan Durborow, 1992) :



Ketika fotosintesis terjadi pada siang hari, CO_2 banyak terpakai dalam proses tersebut. Turunnya konsentrasi CO_2 akan menurunkan konsentrasi H^+ sehingga menaikkan pH air. Sebaliknya pada malam hari semua organisme melakukan respirasi yang menghasilkan CO_2 sehingga pH menjadi turun (Gambar 2.4). Fluktuasi pH yang tinggi dapat terjadi jika densitas fitoplankton tinggi. Tambak dengan total alkalinitas yang tinggi mempunyai fluktuasi pH yang lebih rendah dibandingkan dengan tambak yang beralkalinitas rendah. Hal ini disebabkan kemampuan total alkalinitas sebagai buffer atau penyangga (Boyd, 2002).

pH berpengaruh terhadap toksisitas beberapa senyawa kimia dalam air. Daya racun amonia meningkat dengan meningkatnya pH. Amonia yang tidak terionisasi (NH_3) konsentrasinya lebih tinggi pada perairan dengan pH tinggi. Sedangkan amonia terionisasi (NH_4^+) lebih banyak ditemukan pada perairan dengan pH rendah. Sementara itu sulfida dalam bentuk H_2S akan meningkat seiring dengan turunnya nilai pH (Boyd, 1990).



Gambar 2.4 Fluktuasi pH harian tambak

Selain mempengaruhi variabel kualitas air, pH juga mempengaruhi aktivitas udang. udang dan vertebrata lainnya mempunyai pH darah sekitar 7,4 (Wurts dan Durborow, 1992), sehingga pH yang air tambak yang sesuai adalah yang mendekati nilai tersebut. Udang akan mengalami stres jika pH diibawah 5 dan produktivitas tambak rendah jika pH di bawah 6 (Wilkinson, 2002). Menurut Swingle (1969),

udang akan tumbuh baik jika pH air sekitar 6,5-9, sedangkan pada pH 4-5 akan mengalami pertumbuhan lambat serta mengalami kematian pada pH 10.

2.2.4. Alkalinitas

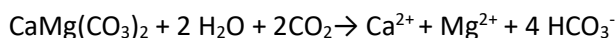
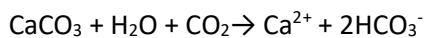
Alkalinitas merupakan kapasitas air untuk menetralkan tambahan asam tanpa menaikkan pH larutan. Alkalinitas merupakan buffer terhadap pengaruh pengasaman. Dalam budidaya perairan, alkalinitas dinyatakan dalam mg/l CaCO_3 . Penyusun utama alkalinitas adalah anion bikarbonat (HCO_3^-), karbonat (CO_3^{2-}), hidroksida (OH^-), borat (BO_3^-), fosfat (PO_4^{3-}), dan silikat (SiO_4^{4-}) seperti yang terdapat pada Tabel 2.3 (Millero, 1999).

Tabel 2.3 Kontribusi ion-ion terhadap alkalinitas air

No	Ion	Kontribusi terhadap Alkalinitas (%)
1	Bikarbonat	89,8
2	Karbonat	6,7
3	Borat	2,9
4	Silikat	0,2
5	Hidroksida	0,1
6	Fosfat	0,1

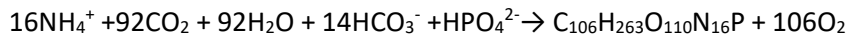
Jumlah basa dalam air akan menentukan total alkalinitas. Basa yang biasa ditemukan dalam tambak udang adalah karbonat, bikarbonat, hidroksida, fosfat, dan borat. Karbonat dan bikarbonat paling banyak dan paling penting dalam alkalinitas. Kisaran total alkalinitas yang dikehendaki untuk budidaya udang adalah antara 75 dan 200 mg/l CaCO_3 . Alkalinitas karbonat–bikarbonat di permukaan dan air tanah dihasilkan terutama melalui interaksi antara CO_2 dan kapur (*limestone*) (Wurts dan Durborow, 1992).

Air hujan secara alami bersifat asam karena karbondioksida di atmosfer. Air tanah juga mempunyai konsentrasi CO_2 yang tinggi, yang disebabkan oleh proses bakterial dalam tanah dan bermacam-macam bentuk mineral yang dilewati air. Air tanah atau air hujan yang mengalir melalui tanah dan batuan yang mengandung CaCO_3 dan dolomit. Asam yang dihasilkan oleh CO_2 akan melarutkan kapur dan membentuk kalsium magnesium bikarbonat.



Air yang dihasilkan akan meningkatkan alkalinitas, pH dan *hardness* (Wurts dan Durborow, 1992).

Peranan penting alkalinitas dalam tambak antara lain menekan fluktuasi pH pagi dan siang dan penentu kesuburan alami perairan. tambak dengan alkalinitas tinggi akan mengalami fluktuasi pH harian yang lebih rendah jika dibandingkan dengan tambak dengan nilai alkalinitas rendah (Boyd, 2002). Menurut Davis *et al.* (2004), penambahan kapur dapat meningkatkan nilai alkalinitas terutama tambak dengan nilai total alkalinitas dibawah 75 ppm. Alkalinitas juga berperan dalam biosintesis tumbuhan air seperti yang dijelaskan oleh Stumm dan Morgan (1996) dengan reaksi sebagai berikut :



Dimana $\text{C}_{106}\text{H}_{263}\text{O}_{110}\text{N}_{16}\text{P}$ merupakan formula dari tanaman air (alga).

Berdasarkan reaksi tersebut setiap 1 gram amonium yang diserap oleh fitoplankton untuk pembentukan jaringan tubuh membutuhkan 3,13 gram alkalinitas dan 18,07 gram karbondioksida.

Pada tambak budidaya, dimana fotosintesis merupakan sumber utama oksigen terlarut dalam air, karbonat dan bikarbonat berfungsi sebagai penyimpan kelebihan karbondioksida (CO_2) dan sebagai sumber CO_2 ketika kekurangan CO_2 (*buffer system*). Tanpa adanya sistem penyangga, CO_2 bebas akan membentuk asam karbonat dalam jumlah yang banyak, sehingga dapat menurunkan pH secara drastis pada malam hari hingga mencapai 4,5. Pada saat puncak fotosintesis, sebagian besar CO_2 bebas digunakan oleh fitoplankton, sehingga pH dapat mencapai lebih dari 10 (Boyd, 2002).

2.2.5 Hardness (Kesadahan)

Hardness (kesadahan) merupakan kandungan kation-kation yang bervalensi dua yang ada dalam air. Dalam budidaya perairan dinyatakan dalam mg CaCO_3/l . *Hardness* selalu didominasi oleh kation kalsium (Ca^{2+}) dan magnesium (Mg^{2+}), sedangkan kation bervalensi dua lainnya dianggap kecil, sehingga dalam perhitungan *hardness* bisa diabaikan (Wurts dan Masser, 2013). Oleh karena itu jika yang diperhitungkan hanya kandungan kalsium dan magnesium saja maka total *hardness* (mg CaCO_3/l) merupakan penjumlahan dari *calcium hardness* dan *magnesium hardness*.

Hardness diukur dengan menggunakan titrasi kimia. *Hardness* ditentukan dalam mg/l sebagai kalsium karbonat (mg CaCO_3/l). Kalsium karbonat *hardness* adalah bagian umum yang mengindikasikan kuantitas total garam bervalensi dua ada dan tidak spesifik apakah kalsium, magnesium, atau kation bervalensi dua lainnya yang menyebabkan *hardness* air tinggi (Wurts dan Durborow, 1992). *Hardness* hampir sama dengan alkalinitas karena mempunyai ukuran yang sama yaitu mg/l CaCO_3 (Boyd, 1990). Jika kapur berperan pada pembentukan *hardness* dan alkalinitas, konsentrasinya akan sama, namun jika sodium bikarbonat (NaHCO_3) berperan pada pembentukan alkalinitas, nilai *hardness* mungkin rendah dan alkalinitas tinggi (Wurts dan Durborow, 1992).

Jika alkalinitas total dan *hardness* total sama menunjukkan bahwa kalsium dan magnesium berasosiasi dengan karbonat dan bikarbonat. Ketika total alkalinitas total melebihi *hardness* total sebagian karbonat dan bikarbonat bereaksi dengan potasium dan sodium. Jika *hardness* total lebih besar dari alkalinitas total, sebagian kalsium dan magnesium akan bereaksi dengan sulfat, klor, silikat dan nitrat (Boyd, 1990).

Kalsium dan magnesium sangat penting dalam proses biologi udang (pembentukan tulang, pembekuan darah, dan reaksi metabolisme lainnya). Udang dapat mengabsorpsi kalsium dan magnesium langsung dari air atau makanan. Meskipun kalsium merupakan garam bervalensi dua yang sangat penting pada budidaya udang, kehadiran kalsium bebas dalam air membantu mengurangi kehilangan garam lain (*sodium* (Na) dan *potassium* (K)) dari cairan tubuh (darah). *Sodium* dan *potassium* merupakan pembentuk garam terpenting dalam darah dan kritis untuk hati, saraf, dan fungsi otak. Kalsium dibutuhkan untuk menyerap kembali garam yang hilang. Dalam air yang rendah kalsiumnya, ikan dapat kehilangan *sodium* dan *potassium* ke dalam air (Wurts dan Durborow, 1992).

Udang mempunyai toleransi yang tinggi terhadap kalsium *hardness*, namun kisaran kalsium bebas yang direkomendasikan untuk budidaya adalah 75-250 mg/l (Wurts dan Masser, 2013). *Channel catfish* dapat menoleransi konsentrasi kalsium rendah selama pakannya mengandung kalsium mineral minimum, tetapi akan tumbuh lambat dibawah kondisi ini. *Rainbow trout* dapat menoleransi air dengan konsentrasi kalsium bebas 10 mg/l jika pH diatas 6,5. Nilai *hardness* CaCO_3 yang rendah merupakan indikasi kuat bahwa konsentrasi kalsium rendah. Meskipun demikian, *hardness* yang tinggi tidak merefleksikan konsentrasi kalsium yang tinggi (Wurts dan Durborow, 1992).

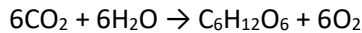
Nilai *hardness* CaCO_3 100 mg/l setara dengan konsentrasi kalsium bebas 40 mg/l (nilai CaCO_3 dibagi 2,5), jika *hardness* disebabkan hanya oleh kalsium. Hal yang sama terjadi, nilai CaCO_3 100 mg/l mewakili nilai magnesium bebas 24 mg/l (nilai CaCO_3 dibagi 4,12) jika *hardness* hanya disebabkan oleh magnesium. Faktor 2,5 dan 4,12 diperoleh dari berat molekul CaCO_3 dan perbedaan berat atom antara kalsium dan magnesium (Wurts dan Durborow, 1992).

Kandungan *hardness* dalam air dapat ditingkatkan dengan perlakuan beberapa jenis kapur, misalnya dolomit dan kapur pertanian (Boyd, 1990). Kapur pertanian dapat digunakan untuk menaikkan konsentrasi kalsium (dan alkalinitas karbonat-bikarbonat) di daerah dengan air atau tanah asam. Meskipun demikian, pada pH 8,3 atau lebih kaptan tidak akan larut (Wurts dan Durborow, 1992).

2.2.6. Oksigen Terlarut (*Dissolved Oxygen*)

Oksigen terlarut atau *dissolved oxygen* (DO) merupakan variabel kualitas air yang sangat penting dalam budidaya udang. Semua organisme akuatik membutuhkan oksigen terlarut untuk metabolisme, baik ikan, bakteri, maupun fitoplankton. Oksigen masuk dalam air melalui beberapa proses. Oksigen dapat

terdifusi secara langsung dari atmosfer setelah terjadi kontak antara permukaan air dengan udara yang mengandung oksigen 21% (Boyd, 1990). Fotosintesis tumbuhan air merupakan sumber utama oksigen terlarut dalam air berdasarkan persamaan reaksi :



Sumber oksigen lainnya dalam tambak budidaya adalah aerator atau kincir air (Boyd, 1998) dan pergantian air (*water exchange*), baik karena air baru membawa oksigen terlarut yang lebih tinggi atau melalui mekanisme pergerakan air. Pada saat cuaca mendung atau hujan dapat menghambat pertumbuhan fitoplankton karena kekurangan sinar matahari untuk proses fotosintesis. Kondisi ini akan menyebabkan penurunan kadar oksigen terlarut karena oksigen tidak dapat diproduksi sementara organisme akuatik tetap mengkonsumsi oksigen (Brunson *et al.*, 1994). Keterbatasan sinar matahari menembus badan air dapat juga disebabkan oleh tingginya partikel yang ada dalam kolom air, baik karena bahan organik maupun densitas plankton yang terlalu tinggi. Hal ini dapat menyebabkan terganggunya fotosintesis *microalgae* yang ada di tambak (Hargreaves, 1999).

Aktivitas fotosintesis di dalam air pada waktu siang hari menyebabkan konsentrasi DO perairan tambak sering naik di atas saturasi atau supersaturasi. Pada kondisi seperti ini oksigen akan terlepas ke udara. Tingkat saturasi sering dinyatakan dalam persen saturasi dan dihitung dengan menggunakan persamaan berikut ini :

$$\% \text{ Saturasi} = (\text{Konsentrasi DO air} \div \text{Konsentrasi DO saturasi}) \times 100\%$$

Kelarutan oksigen dalam air dipengaruhi oleh suhu dan salinitas. Semakin tinggi suhu dan salinitas maka kelarutan oksigen dalam air semakin rendah, begitu juga sebaliknya (Colt, 1984). Kelarutan oksigen dalam air berdasarkan suhu dan salinitas terdapat pada Tabel 2.4.

Penggunaan oksigen terlarut dalam tambak budidaya terdiri dari respirasi, difusi ke udara, respirasi plankton, dan respirasi sedimen dasar (Boyd, 1990). Tingginya kepadatan tebar dan pemberian pakan dapat menyebabkan turunnya konsentrasi oksigen terlarut dalam air. Sisa pakan (*uneaten feed*) dan sisa hasil metabolisme mengakibatkan tingginya kebutuhan oksigen untuk menguraikannya (Zonneveld *et al.*, 1991). Kemampuan ekosistem tambak budidaya untuk menguraikan bahan organik terbatas sehingga dapat menyebabkan rendahnya konsentrasi oksigen terlarut (Wurts, 1993).

Tabel 2.4 Kelarutan oksigen (mg/l) dalam air pada suhu dan salinitas berbeda dengan tekanan 76 cm Hg (Colt, 1984).

Suhu °C	Salinitas (ppt)					
	10	15	20	25	30	35
25	7.79	7.57	7.36	7.15	6.95	6.75
26	7.65	7.44	7.23	7.03	6.83	6.64
27	7.51	7.31	7.10	6.91	6.72	6.53
28	7.38	7.18	6.98	6.79	6.61	6.42
29	7.26	7.06	6.87	6.68	6.50	6.32
30	7.14	6.94	6.75	6.57	6.39	6.22
31	7.02	6.83	6.64	6.47	6.29	6.12
32	6.90	6.72	6.54	6.36	6.19	6.03
33	6.79	6.61	6.43	6.26	6.10	5.91
34	6.68	6.51	6.33	6.17	6.01	5.85
35	6.58	6.40	6.24	6.07	5.91	5.76

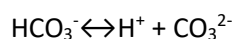
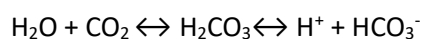
- % Saturasi < 100% maka DO di bawah saturasi

- % Saturasi = 100% maka DO pada saturasi

- % Saturasi > 100% maka DO di atas saturasi

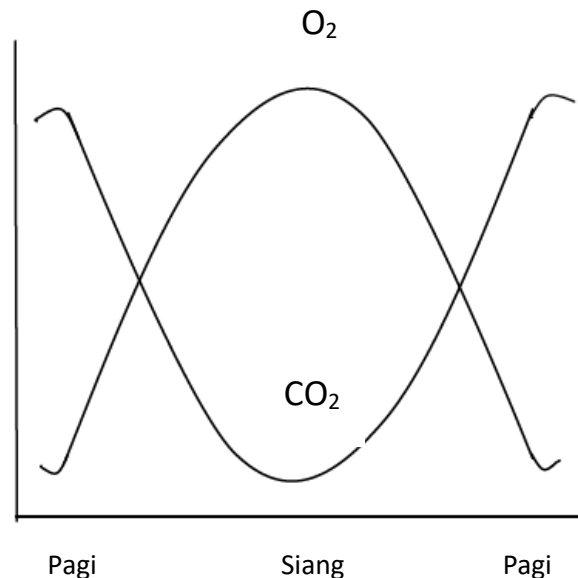
2.2.7. Karbondioksida

Sumber utama karbondioksida dalam air adalah hasil respirasi organisme yang terdiri dari udang, bakteri, dan plankton. Fitoplankton pada siang hari melakukan fotosintesis tetapi pada malam hari melakukan respirasi. Udang dapat hidup dengan baik pada konsentrasi CO₂ di bawah 10 mg/l. Pada konsentrasi 20 mg/l, CO₂ dapat mempengaruhi metabolisme udang. Karbondioksida merupakan bahan utama proses fotosintesis tumbuhan air. Tanpa adanya karbondioksida, fotosintesis tidak akan berjalan. Karbondioksida mempengaruhi pH air, karena bereaksi dengan air yang membentuk asam lemah (asam karbonat). Asam karbonat akan terdesosiasi menjadi bikarbonat dan ion hidrogen (H⁺) yang bersifat asam serta karbonat (Millero *et al.*, 2002) seperti yang terdapat pada reaksi berikut ini :.



Keberadaan karbondioksida dalam perairan terdapat dalam bentuk gas karbondioksida bebas (CO₂), ion bikarbonat (HCO₃⁻), ion karbonat (CO₃²⁻) dan asam karbonat (H₂CO₃). Kandungan karbondioksida di dalam air merupakan fungsi dari aktivitas biologi, baik respirasi maupun fotosintesis.

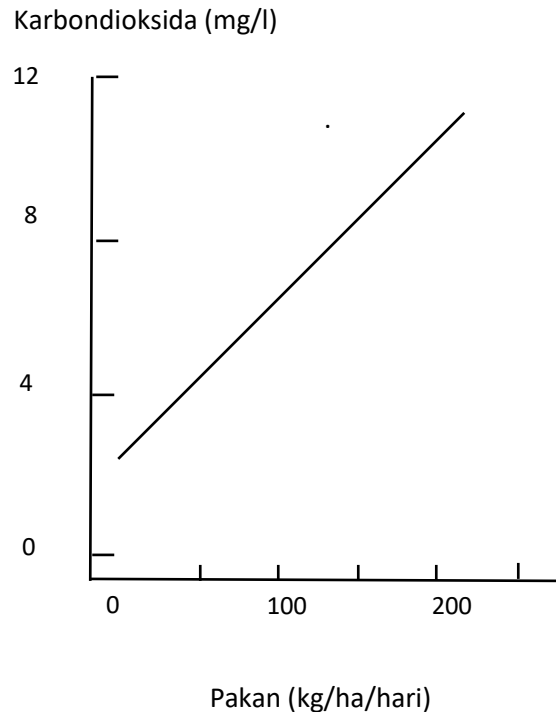
Jika respirasi lebih tinggi dari pada fotosintesis, karbondioksida akan meningkat. Karbondioksida pada tambak ikan biasanya pagi hari lebih tinggi dibanding siang hari yang tercermin dari rendahnya nilai pH. Berkaitan dengan fotosintesis dan respirasi, keberadaan karbondioksida dalam tambak berbanding terbalik dengan kandungan oksigen terlarut (Gambar 2.5).



Gambar 2.5 Siklus harian oksigen terlarut (DO) dan karbondioksida (CO_2) dalam tambak

Sumber karbondioksida dalam perairan berasal dari air hujan, difusi dari atmosfer, air tanah dan respirasi organisme air. Air hujan secara teoritis mengandung 0,55-0,60 mg/l (Effendi, 2003). Meskipun kandungan karbondioksida sangat sedikit di atmosfer, tapi kelarutannya di air sangat tinggi (Boyd, 1990). Air tanah yang melewati tanah organik akan mengalami dekomposisi oleh mikroorganisme menghasilkan karbondioksida (Wurts dan Masser, 2013). Respirasi tumbuhan dan hewan merupakan sumber utama karbondioksida dalam perairan. Disamping itu dekomposisi bahan organik oleh bakteri baik aerob maupun anaerob menghasilkan karbondioksida sebagai produk akhir.

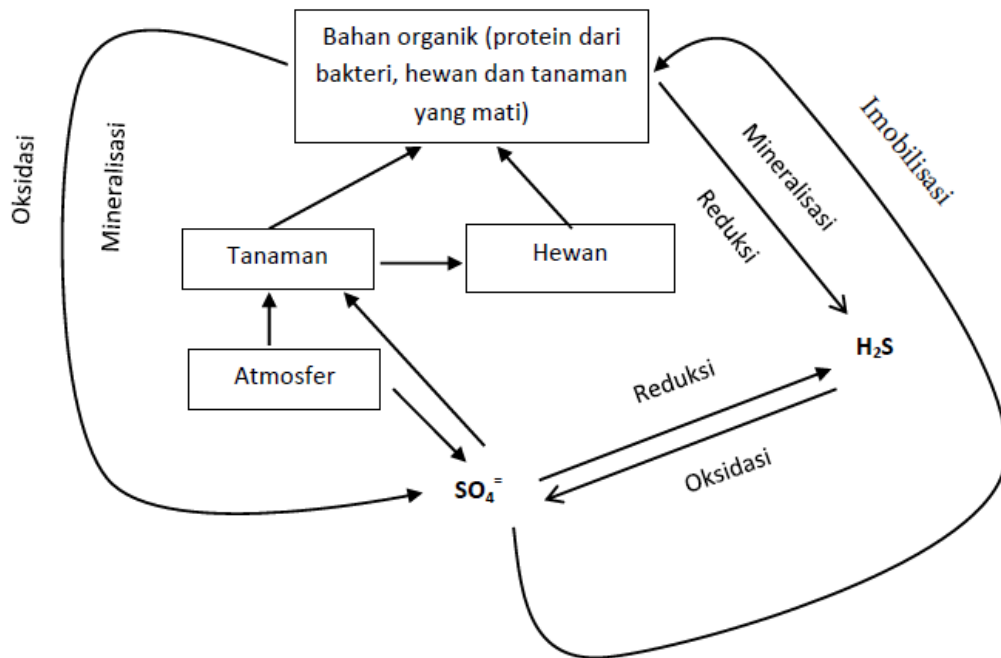
Karbondioksida dalam tambak udang sebagian besar berasal dari respirasi, fitoplankton, zooplankton, dan bakteri. Semakin tinggi biomasa ikan semakin tinggi pula karbondioksida yang dihasilkan. Begitu juga dengan dekomposisi bahan organik oleh bakteri, semakin tinggi bahan organik semakin besar pula karbondioksida yang dihasilkan. Hal ini mengandung konsekuensi jika input pakan ke tambak semakin tinggi maka karbondioksida yang dihasilkan juga semakin banyak seperti yang dijelaskan oleh Cole dan Boyd (1986) pada Gambar 2.6.



Gambar 2.5 Hubungan antara input pakan dan Karbendioksida dalam tambak (Cole dan Boyd, 1986)

2.2.8. Sulfur

Siklus sulfur sangat dipengaruhi oleh aktivitas biologis di dalam perairan. Sulfur yang berasal dari bahan organik kebanyakan terdapat dalam bentuk protein. Bakteri memecah bahan organik dan menggunakan sulfur untuk membentuk jaringan tubuhnya dan bahan tersisa berupa mineral. Dalam keadaan aerobik, sulfur akan dimineralisasi menjadi sulfat (SO_4^{2-}) tetapi sebaliknya dalam keadaan anaerobik akan dimineralisasi menjadi asam sulfida. Tanaman akan mengubah sulfat menjadi sulfur organik. Apabila tanaman dimakan oleh hewan maka berpindah menjadi jaringan tubuh hewan tersebut. Jika hewan tersebut mati, bahan organik tersebut akan diuraikan kembali oleh bakteri. Bakteri heterotropik memanfaatkan (SO_4^{2-}) untuk proses metabolismenya dan menghasilkan belerang (S) (Boyd, 1990). Siklus sulfur dalam tambak dapat dilihat pada Gambar 2.7.



Gambar 2.7 Siklus sulfur dalam tambak (Boyd, 1990)

Keberadaan H_2S dalam perairan dipengaruhi oleh beberapa variabel kualitas air, antara lain suhu dan pH (Colt, 1984). Persentase terbentuknya H_2S dalam perairan berdasarkan suhu dan pH terdapat pada Tabel 2.5.

Tabel 2.5 Persentase H_2S tidak terionisasi pada suhu dan pH yang berbeda

pH	Suhu °C			
	26	28	30	32
7.0	49.7	48,2	46,6	45.0
7.5	23.8	22,7	21,6	20.6
8.0	9.0	8,5	8,0	7.6
8.5	3.0	2,9	2,7	2.5
9.0	1.0	0,9	0,9	0.8

Nitrogen

a. Kelarutan Nitrogen

Nitrogen merupakan gas yang paling besar jumlahnya di atmosfer, mencapai 78% dari total gas di udara (Boyd, 1990). Kelarutan nitrogen di dalam air dipengaruhi oleh suhu dan salinitas (Colt, 1984). Seperti pada oksigen dan karbondioksida, tingkat kelarutan nitrogen semakin menurun dengan adanya kenaikan suhu dan salinitas, sebagaimana terlihat pada Tabel 2.6.

Tabel 2.6 Kelarutan nitrogen (mg/1) pada suhu dan salinitas berbeda dengan tekanan udara 76 cm Hg (Colt, 1984)

Suhu (°C)	Salinitas (ppt)				
	10	15	20	25	30
20	13,96	15,52	13,09	12.68	12,28
25	12,82	12,43	12,05	11.69	11,33
30	11,85	11,5	11,17	10.84	10,52
35	11,02	10,71	10,4	10.10	9,82

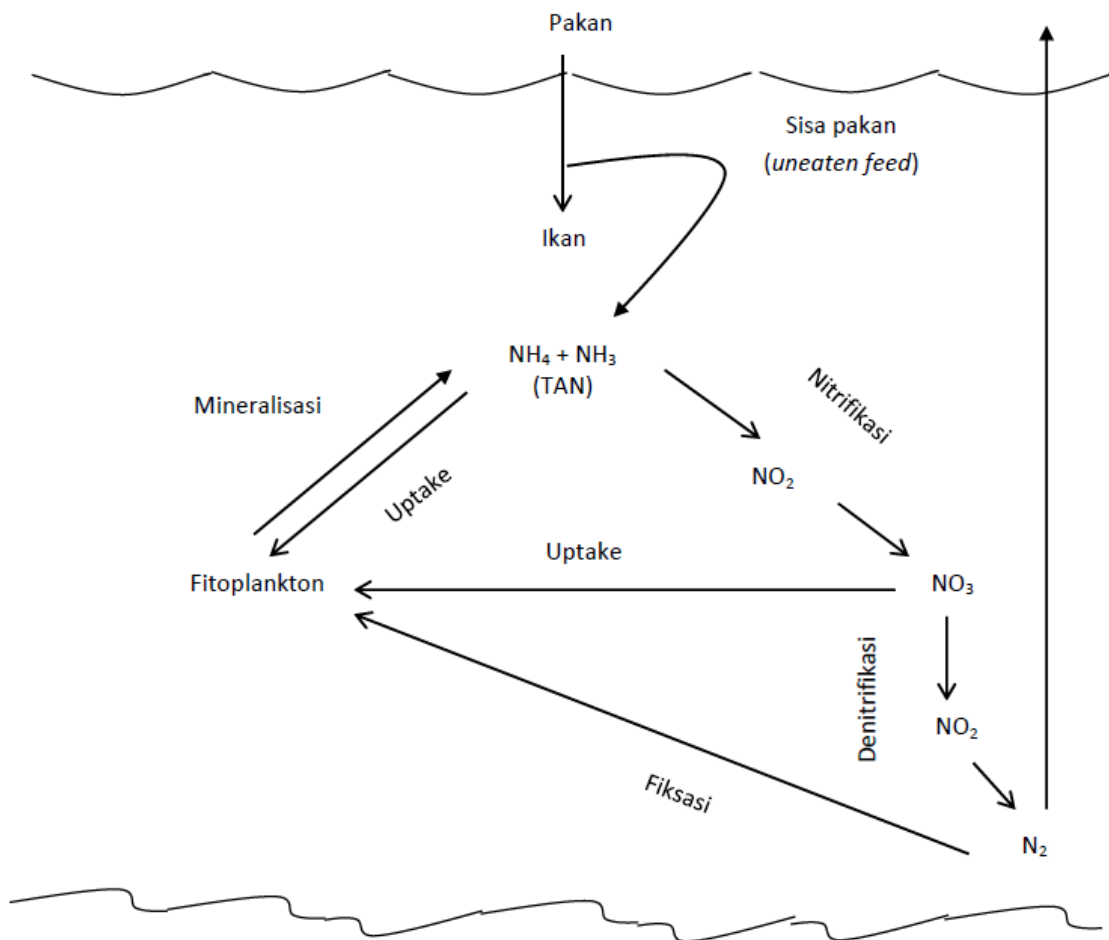
b. Siklus Nitrogen

Siklus nitrogen di alam terjadi dalam empat proses, yaitu : fiksasi nitrogen, amonifikasi, nitrifikasi dan denitrifikasi (Durborow *et al.*, 1997). Kandungan nitrogen yang sangat besar di udara tidak bisa langsung dimanfaatkan oleh tanaman. Fiksasi nitrogen dari udara dilakukan oleh *nitrogen-fixing bacteria* seperti *Rhizobium*. Fiksasi nitrogen dari udara dapat terjadi karena pengaruh sambaran petir. Petir akan menyebabkan nitrogen bereaksi membentuk nitrat dan masuk ke perairan melalui hujan. Amonifikasi atau mineralisasi merupakan reaksi penguraian organisme yang mati seperti tumbuhan, ikan, maupun bakteri menjadi amonia (nitrogen anorganik) dengan bantuan bakteri proteolitik, seperti : *Pseudomonas* dan *Clostridium*.

Nitrifikasi merupakan proses penguraian amonia menjadi nitrat yang dapat dimanfaatkan oleh tanaman. Melalui nitrifikasi, amonia akan dioksidasi oleh bakteri menjadi nitrit (NO_2^-) dan nitrat (NO_3^-). Sedangkan denitrifikasi merupakan proses penguraian nitrat menjadi gas nitrogen dengan bantuan bakteri heterotrof seperti *Bacillus*. Melalui proses denitrifikasi, nitrat akan direduksi oleh bakteri menjadi nitrit dan dari nitrit menjadi amonia atau N_2 . Siklus nitrogen dalam tambak budidaya ikan terdapat pada Gambar 2.8.

Bakteri dan algae yang hidup di dalam air sebagian besar mengambil nitrogen anorganik dalam bentuk nitrat (NO_3^-) dan ammonium (NH_4^+) (Boyd, 1990) sebagai bahan untuk membentuk protein. Beberapa jenis algae dari *blue green algae* (BGA) dapat mengikat N_2 dari udara. Nitrogen anorganik

tersebut akan diubah menjadi nitrogen organik dalam tanaman (*algae*). Hewan herbivora dan omnivora selanjutnya akan memanfaatkan tanaman sebagai makanannya, dengan demikian terjadi perpindahan nitrogen dari tanaman ke dalam hewan pemangsanya. Sebagian tanaman dan hewan yang mati termasuk ikan dan mikroorganisme akan mengalami dekomposisi oleh bakteri menghasilkan amoniak. Bakteri proteolitik akan menguraikan protein menjadi nitrogen anorganik (amonia) melalui proses amonifikasi atau mineralisasi. Hasil ekskresi hewan perairan sebagian juga dalam bentuk amonia (Durborow *et al.*, 1997).



Gambar 2.8 Siklus nitrogen dalam tambak budidaya ikan (Durborow *et al.*, 1997)

2.2.9 Biological Oxygen Demand (BOD)

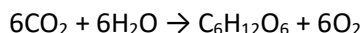
Kebutuhan oksigen biologi (*biological oxygen demand*/BOD) didefinisikan sebagai banyaknya oksigen yang diperlukan oleh organisme pada saat pemecahan bahan organik pada kondisi aerobik. Pemecahan bahan organik diartikan bahwa bahan organik ini digunakan oleh organisme sebagai bahan makanan dan energinya diperoleh dari proses oksidasi. Waktu yang diperlukan untuk proses oksidasi bahan organik secara sempurna menjadi CO₂ dan H₂O adalah tidak terbatas. Penghitungan nilai BOD biasanya dilakukan pada hari ke 5 karena pada saat itu persentase reaksi cukup besar, yaitu 70-80% dari nilai BOD total (Sawyer dan MC Carty, 1978).

Bahan organik yang ada dalam tambak ikan mayoritas terbagi dalam tiga bentuk, yaitu karbohidrat (CHO), senyawa nitrogen (CHONS), dan lipid (CHO) (Tebbut, 1992). Karbohidrat merupakan bahan organik yang mengandung karbon, hidrogen, dan oksigen, misalnya glukosa dan selulosa. Senyawa nitrogen merupakan bahan organik yang mengandung karbon, hidrogen, oksigen, nitrogen dan kadang-kadang sulfur, misalnya protein. Lipid merupakan bahan organik yang mengandung karbon, hidrogen, dan sedikit oksigen. Dekomposisi bahan organik tersebut membutuhkan oksigen melalui respirasi bakteri pengurai. Menurut Bovendeur *et al.* (1987), setiap satu kilogram makanan yang diberikan membutuhkan 543 gram oksigen untuk menguraikannya.

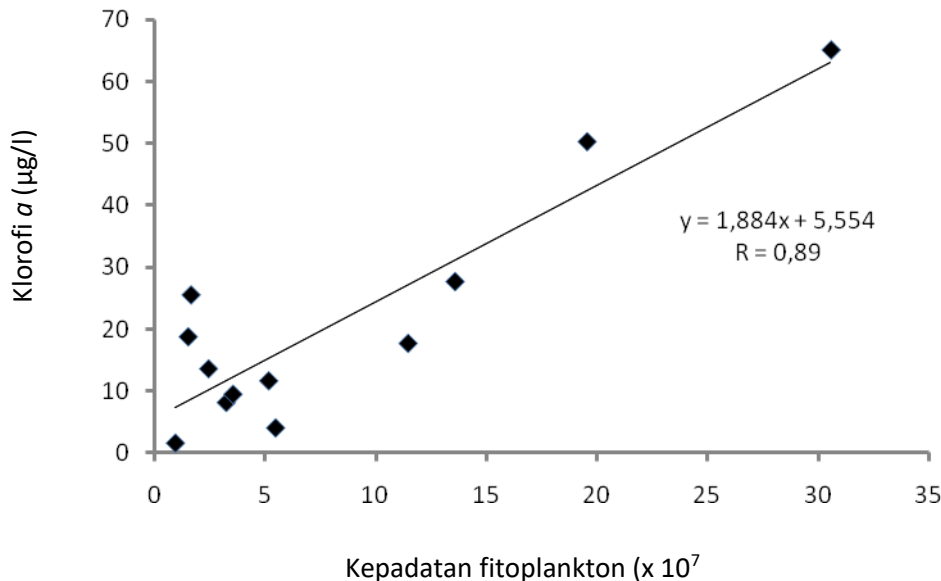
2.3 Biologi Air

2.3.1 Produktivitas Primer

Dalam tambak budidaya, tumbuhan air baik *macrophyte* maupun *microphyte* merupakan produsen primer sebagai sumber utama bahan organik. Melalui proses fotosintesis, tanaman menggunakan karbondioksida, air, cahaya matahari dan nutrisi untuk menghasilkan bahan organik dan oksigen seperti dalam reaksi:



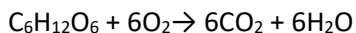
Fotosintesis merupakan proses fundamental dalam tambak budidaya. Oksigen terlarut yang diproduksi melalui fotosintesis menjadi sumber utama oksigen bagi semua organisme dalam ekosistem tambak (Howerton, 2001). Pada proses fotosintesis, klorofil *a* pada fitoplankton berperan sangat penting. Kandungan klorofil *a* dalam air akan meningkat dengan meningkatnya kepadatan fitoplankton (Supono, 2008), seperti yang terdapat pada Gambar 2.9.



Gambar 2.9 Hubungan kepadatan fitoplankton terhadap kandungan klorofil a (Supono, 2008)

Glukosa atau bahan organik yang dihasilkan merupakan penyusun utama material organik yang lebih besar dan kompleks. Hewan yang lebih tinggi tingkatannya dalam rantai makanan menggunakan material organik ini baik secara langsung dengan mengkonsumsi tanaman atau mengkonsumsi organisme yang memakan tanaman tersebut (Ghosal *et al.* 2000).

Proses biologi lainnya yang sangat penting dalam budidaya perairan adalah respirasi, dengan reaksi:



Dalam respirasi, bahan organik dioksidasi dengan menghasilkan air, karbon dioksida dan energi. Pada waktu siang hari proses fotosintesis dan respirasi berjalan secara bersama-sama. Pada malam hari hanya proses respirasi yang berlangsung, sehingga konsentrasi oksigen terlarut dalam air turun sedangkan konsentrasi karbon dioksida naik (Boyd, 1990). Kebutuhan oksigen untuk menguraikan bahan organik akan dibahas lebih lanjut pada bab Dinamika Ekosistem Tambak.

Kedua proses tersebut mempunyai pengaruh langsung dalam budidaya perairan. Oksigen terlarut dibutuhkan organisme untuk hidup sedangkan fitoplankton merupakan sumber utama oksigen terlarut disamping sebagai penyusun utama rantai makanan dalam ekosistem tambak budidaya. Salah satu cara untuk menentukan status suatu ekosistem perairan adalah dengan menghitung fotosintesis:respirasi rasio (*P:R ratio*). Jika *P:R ratio* lebih kecil dari satu (1) maka perairan tersebut termasuk heterotropik, dimana karbon lebih banyak digunakan untuk respirasi dibandingkan yang dihasilkan dari fotosintesis.

Sedangkan jika P:R ratio lebih besar dari satu (1) menunjukkan perairan tersebut termasuk autotrofik, dimana karbon lebih banyak diproduksi dari pada digunakan untuk respirasi (Eyre dan Ferguson, 2002).

2.3.2 Plankton

Plankton merupakan organisme yang penting dalam suatu perairan terutama dalam budidaya perairan. Plankton merupakan makanan dasar yang menjadi mata rantai bagi kehidupan hewan-hewan air yang lebih tinggi tingkatannya. Istilah plankton pertama kali diperkenalkan oleh Victor Hensen pada tahun 1887 untuk membedakan organisme hidup dengan partikel abiotik yang tersuspensi di dalam perairan. Plankton merupakan organisme hidup yang ukurannya relatif kecil, tidak memiliki daya gerak (bila ada sangat kecil), melayang-layang di dalam air dan tidak mampu menentang arus (Basmi, 1999). Plankton dapat dibedakan menjadi dua, yaitu :

1. Fitoplankton: berasal dari kelompok tumbuhan berklorofil yang dapat berfotosintesis, didominasi oleh kelompok alga dan sebagian kecil kelompok jamur dan bakteri. Fitoplankton mempunyai fungsi sebagai penyuplai utama oksigen bagi organisme akuatik, sumber makanan zooplankton, penyerap gas-gas beracun seperti NH_3 dan H_2S serta sebagai indikator tingkat kesuburan perairan.
2. Zooplankton: berasal dari kelompok hewan yang didominasi oleh kelompok Crustacea, Rotifera dan Protozoa. Zooplankton memiliki fungsi sebagai pakan alami organisme akuatik dan melalui proses rantai makanan dapat mengendalikan pertumbuhan fitoplankton.

a. Fitoplankton

Tumbuhan air (*algae*) terbagi menjadi dua, yaitu *macroalgae* dan *microalgae*. *Macroalgae* merupakan tumbuhan air makroskopis yang menempel pada substrat seperti *Sargasum*, *Caulerpa*, *Ulva*, dan *Chaetomorpha*. Fitoplankton merupakan *microalgae* yang hidup melayang-layang dalam air, bersifat fototaksis positif dan mampu melakukan fotosintesis sehingga mampu memanfaatkan senyawa anorganik sebagai sumber makanan. Fungsi utama fitoplankton dalam budidaya perairan antara lain :

1. sebagai pakan alami
2. penghasil oksigen terlarut pada siang hari
3. menyerap senyawa beracun dalam air (misalnya amoniak)
4. sebagai peneduh (*shading*) bagi ikan/udang
5. sebagai indikator kualitas air

Fitoplankton dapat dikatakan sebagai pembuka kehidupan di planet bumi ini, karena dengan adanya Fitoplankton memungkinkan makhluk hidup yang lebih tinggi tingkatannya ada di muka bumi. Fitoplankton, dengan sifat yang autotrof, mampu merubah hara anorganik menjadi bahan organik dan

penghasil oksigen yang sangat mutlak diperlukan bagi kehidupan makhluk yang lebih tinggi tingkatannya.

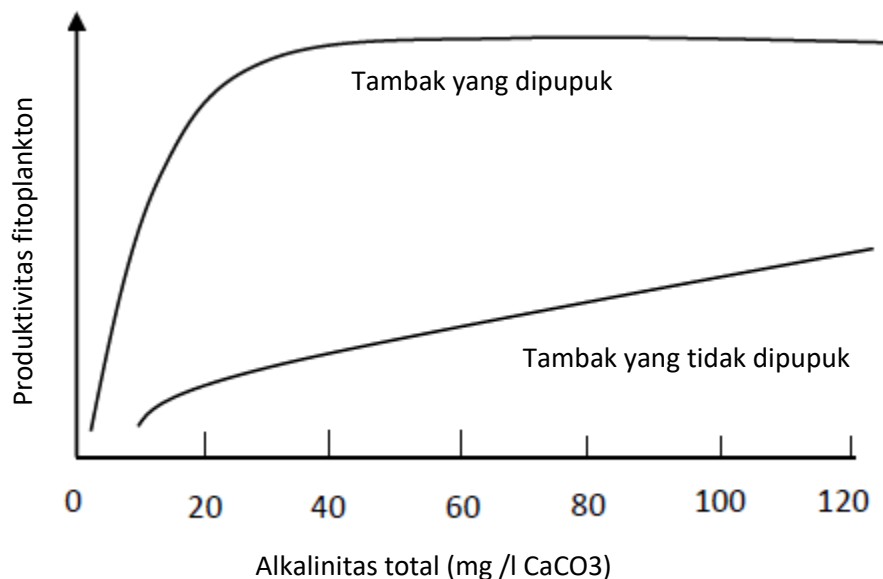
Beberapa faktor yang mempengaruhi kelimpahan dan dominasi fitoplankton antara lain cahaya matahari, nutrisi (Boyd, 2009), dan alkalinitas (Boyd, 1990). Cahaya matahari berperan besar dalam ekosistem budidaya perairan. Cahaya matahari digunakan oleh fitoplankton sebagai energi pada reaksi fotosintesis. Sebagian energi dirubah menjadi energi kimia yang tersimpan dalam molekul gula (Boyd, 1990). Laju fotosintesis akan tinggi bila intensitas cahaya tinggi dan menurun bila intensitas cahaya berkurang. Kelimpahan fitoplankton dipengaruhi oleh intensitas cahaya. Intensitas cahaya yang terlalu kuat akan merusak enzim fito-oksidatif fitoplankton akibatnya fitoplankton yang tidak tahan akan mati. Beberapa kelas fitoplankton seperti Cyanophyceae (*blue green algae*-BGA) dapat tumbuh baik pada intensitas cahaya yang tinggi sedangkan untuk Chlorophyceae dan Diatom menjadi faktor penghambat.

Nutrien berperan besar dalam pertumbuhan fitoplankton dalam ekosistem perairan. Produktivitas fitoplankton di tambak yang diberi pupuk (1,76 mg C/l/jam) lebih besar dari pada tambak yang tidak diberi pupuk (0,86 mg C/l/jam) (Boyd, 1990). Nutrien dibutuhkan untuk pertumbuhan fitoplankton. Keberadaan fitoplankton berkaitan erat dengan nutrisi yang tersedia, terutama karbon, nitrogen, fosfor, kalium, serta silika untuk kelompok diatom. Sumber karbon yang dapat dimanfaatkan fitoplankton sebagian besar adalah karbon anorganik dalam bentuk Karbondioksida (CO_2) dan bicarbonat (HCO_3^-). Karbondioksida di perairan tambak berasal dari difusi dari udara dan proses respirasi organisme heterotrof dan autotrof serta dekomposer (bakteri pengurai). Biasanya CO_2 tersedia dalam konsentrasi yang mencukupi dan bukan sebagai faktor pembatas bagi pertumbuhan fitoplankton. Karbon anorganik tersebut akan diubah menjadi karbohidrat dalam proses fotosintesis.

Nitrogen dan fosfor merupakan faktor pembatas bagi pertumbuhan fitoplankton. Jenis nitrogen yang dapat dimanfaatkan secara langsung adalah ammonium (NH_4^+) dan nitrat (NO_3^-), sedangkan bentuk fosfor adalah *orthophosphate* (HPO_4^-). Hubungan keduanya lebih dikenal dengan rasio N:P. Rasio N:P yang tepat akan menghasilkan pertumbuhan fitoplankton yang tepat pula, sehingga akan terjadi stabilitas ekosistem tambak melalui berbagai mekanisme (Chien, 1992). Apabila rasio nutrisi tersebut tidak tepat, maka muncul fitoplankton dari kelompok yang tidak diharapkan, misalnya *Oscillatoria*, sehingga dapat mengganggu stabilitas lingkungan. Adanya perbedaan rasio N:P yang terdapat di perairan merupakan indikasi timbulnya perbedaan jenis fitoplankton yang mendominasi perairan tersebut sehingga menimbulkan warna yang berbeda. Rasio N:P dapat dihitung dengan membagi jumlah nitrogen anorganik (amoniak+nitrat+nitrit) dengan fosfor anorganik dalam bentuk *orthophosphate* (PO_4^{3-}). Menurut Boyd (2009), perbandingan rasio N:P yang diharapkan untuk menumbuhkan jenis Chlorophyceae dan Bacillariophyceae (Diatom) adalah 10-20. Perbandingan N:P yang rendah (<10) akan menumbuhkan Cyanophyta atau *blue green algae* sedangkan dinoflagellata yang menyebabkan air berwarna merah dan dapat menimbulkan racun akan tumbuh subur pada rasio N:P 10. Kalium dan Silika

merupakan nutrisi yang banyak dimanfaatkan oleh fitoplankton jenis Bacillariophyceae (Diatom). Nutrien ini digunakan sebagai salah satu sumber elemen untuk membentuk komposisi frustula pada lapisan sel Bacillariophyceae dalam proses asimilasi (Basmi, 1999).

Ketersediaan alkalinitas dalam perairan juga berperan dalam meningkatkan produktivitas fitoplankton. Alkalinitas berperan dalam pembentukan jaringan tubuh fitoplankton (Stumm dan Morgan, 1996). Semakin tinggi kandungan alkalinitas semakin tinggi pula produktivitas fitoplankton. Pengaruh alkalinitas dan pemupukan terhadap produktivitas fitoplankton dijelaskan oleh Boyd (1990) pada Gambar 2.10.



Gambar 2.10 Pengaruh alkalinitas dan pemupukan terhadap produktivitas fitoplankton di tambak ikan

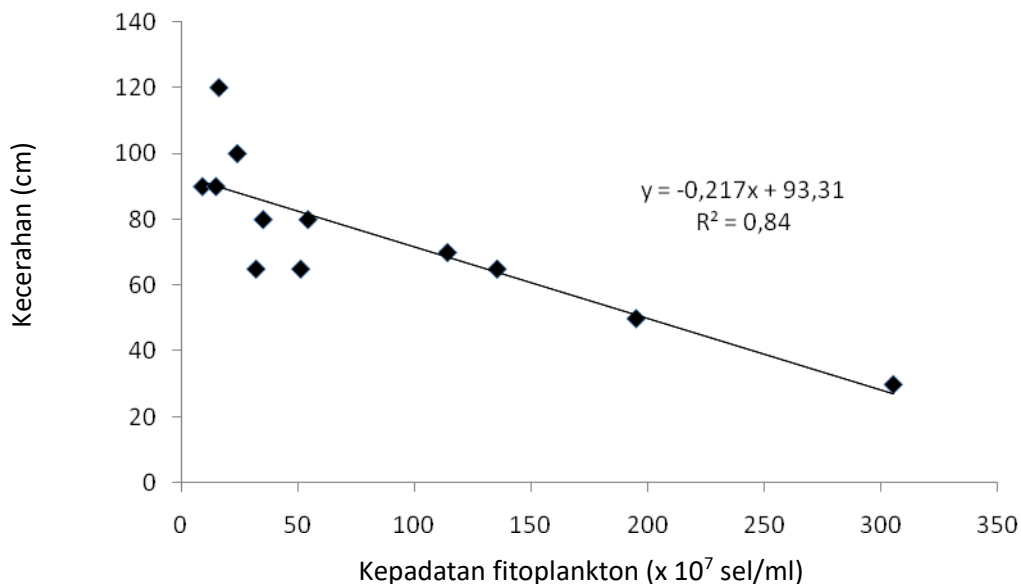
b. Zooplankton

Kebanyakan kelompok zooplankton yang sering dijumpai adalah bersifat holoplankton yang berasal dari filum atau kelas invertebrate yang hidup di perairan. Terdapat 11 jenis phylum zooplankton yang ada di perairan di antaranya adalah Protozoa, Cnidaria, Ctenophora, Nemertea, Aschelminthes, Mollusca, Annelida, Arthropoda, Chaetognatha, Echinodermata, Chordata. Diperkirakan mayoritas dari 11 jenis filum atau kelas invertebrata tersebut berupa zooplankton yang bersifat holoplankton yang banyak didominasi dari golongan Protozoa, Rotifera dan Crustacea, serta beberapa dari jenis Polychaeta dan Molusca. Karakteristik yang khas dari zooplankton adalah memiliki alat gerak walaupun pergerakannya dipengaruhi arus seperti *flagell*, *cilia*, *pseudopodia* sampai kaki yang sebenarnya.

c. Plankton di tambak budidaya

Fitoplankton yang sering ditemukan dan mendominasi di perairan laut maupun tambak budidaya udang terdapat dalam lima divisi, di antaranya: Chlorophyta, Cyanophyta, Bacillariophyta (Diatom), Dinoflagellata dan Euglenophyta (Boyd, 1990). Chlorophyta dan Bacillariophyta merupakan jenis fitoplankton yang diharapkan tumbuh dominan di tambak budidaya sedangkan jenis Cyanophyta (*blue green algae*-BGA) dan Dinoflagellata pada tambak budidaya tidak diharapkan mendominasi (Boyd, 2009). Jenis zooplankton yang banyak ditemui di tambak di antaranya banyak didominasi oleh kelas Crustacea (Copepoda dan Cladocera), Rotifera, ciliata, Polychaeta dan Mollusca. Keberadaan jenis fitoplankton dan zooplankton sangat penting terutama pada awal penebaran (*stocking*) karena larva ikan dan udang tidak dapat menggunakan pakan buatan seefisien ikan/udang dewasa (Conte, 2000, Adhikari, 2003).

Sebagai indikasi dari keanekaragaman, dominasi, dan kepadatan fitoplankton adalah timbulnya perbedaan warna dan kecerahan yang terjadi di setiap tambak. Semakin padat fitoplankton, semakin rendah kecerahan air tambak (Gambar 2.11). Beberapa warna air sebagai indikasi dari keanekaragaman dan dominasi plankton di antaranya : hijau tua, hijau, hijau muda, hijau coklat, coklat tua, coklat, coklat muda, putih susu, dan coklat kemerahan.



Gambar 2.11 Pengaruh kepadatan fitoplankton terhadap kecerahan air tambak



BAB 3

TANAH DASAR TAMBAK

3.1 Manajemen Tanah Dasar Tambak

Sering kita jumpai tambak dengan perlakuan atau pemupukan yang sama, sumber air yang sama tetapi plankton yang dihasilkan berbeda atau bahkan dengan benih yang sama dan jumlah yang sama tetapi biomasa udang yang dihasilkan berbeda pula. Mengapa hal ini bisa terjadi?. Salah satu faktor yang mempengaruhi hal ini adalah tingkat kesuburan tanah yang akan menentukan kesuburan tambak secara keseluruhan. Konstruksi tambak yang berbeda seperti tambak tanah (*earthen pond*), tambak plastik (*lined pond*), maupun tambak semi plastik (*semi lined pond*) mempunyai kemampuan yang berbeda-beda dalam menopang tingkat kesuburan. Peran kualitas tanah terhadap produktivitas tambak secara keseluruhan sangat erat terutama berkaitan dengan kualitas air di atasnya. Meskipun manajemen kualitas air dianggap salah satu faktor budidaya paling penting, tetapi banyak bukti bahwa kondisi dasar tambak dan pertukaran substansi antara tanah dan air sangat berpengaruh terhadap kualitas air (Boyd *et al.*, 2002).

3.2 Oxidized layer

Lapisan oksigen (*oxidized layer*) pada permukaan sedimen berperan penting dalam proses reaksi yang terjadi baik di sedimen maupun air di atasnya. Produk metabolisme dari dekomposisi aerobik antara lain karbon dioksida, air, amonia dan nutrisi yang lain terakumulasi di dasar kolam. Pada sedimen anaerobik, beberapa mikroorganisme menguraikan bahan organik dengan reaksi fermentasi yang menghasilkan alkohol, keton, aldehida dan senyawa organik lainnya sebagai hasil metabolisme (Boyd *et*

al., 2002). Mikro organisme lainnya dapat menggunakan O_2 dari nitrat, nitrit, besi dan mangan oksida, sulfat dan karbon dioksida untuk menguraikan material organik, tetapi mereka mengeluarkan gas nitrogen, amonia, ferrous, manganous manganese, hidrogen sulfida dan methan sebagai hasil metabolisme (Blackburn, 1987). Beberapa hasil metabolisme tersebut khususnya H_2S , nitrit, amonia, dan senyawa organik tertentu dapat masuk ke air dan berpotensi racun bagi udang. Lapisan oksigen pada permukaan sedimen mencegah sebagian besar metabolisme yang beracun ke dalam air tambak karena mereka dioksidasi menjadi bentuk yang tak beracun melalui aktifitas biologi ketika melewati lapisan aerobik. Nitrit akan dioksidasi menjadi nitrat, ferro dirubah menjadi ferri dan hidrogen sulfida (H_2S) dirubah menjadi sulfat (Boyd dan Queiroz, 2014). Gas methan dan nitrogen melewati lapisan dan terdifusi dari air tambak ke atmosfer. Kedua gas tersebut tidak menyebabkan keracunan bagi organisme akuatik di bawah kondisi normal (Boyd dan Thunjai, 2002). Karena itu sangat penting menjaga lapisan oksidasi pada permukaan sedimen/tanah tambak budidaya.

Tanah dasar tambak yang terakumulasi bahan organik dalam jumlah yang besar dapat menyebabkan kondisi anaerob karena oksigen terlarut (*dissolved oxygen*) habis digunakan sebelum masuk ke permukaan tanah. Bahkan dalam tambak tanpa konsentrasi bahan organik yang tinggi di sedimen, hasil input nutrisi yang besar dan *blooming* fitoplankton yang diikuti dengan kematian fitoplankton secara masal (*die off*) dapat menyebabkan penurunan oksigen terutama di dasar tambak (Boyd dan Queiroz, 2014). Manajemen dasar tambak yang baik diperlukan untuk mencegah akumulasi material organik dalam jumlah besar di permukaan tanah kolam. Jika lapisan aerobik terjaga, hasil metabolisme (yang bersifat racun) yang terakumulasi di dasar tambak akan dioksidasi dengan cepat, sehingga tingkat keseimbangan metabolisme di air akan cukup tinggi untuk menetralkan efek yang merugikan bagi udang (Boyd *et al.*, 2002).

3.3 Pertukaran Nutrien

Lingkungan tambak budidaya baik air maupun tanah dasar mempunyai interaksi yang kuat dan saling mempengaruhi. Beberapa variabel kualitas tanah mempengaruhi kualitas air di atasnya serta terjadinya pertukaran senyawa seperti nutrisi. Dua nutrisi yang paling penting di dalam tambak adalah nitrogen dan fosfor, karena kedua nutrisi tersebut sering hadir dalam jumlah terbatas dan membatasi pertumbuhan fitoplankton (Boyd, 2009). Kedua nutrisi ini ditambahkan ke tambak dalam bentuk pupuk dan pakan. Pupuk nitrogen biasanya dalam bentuk urea dan amonium. Urea secara cepat terhidrolisis menjadi amonium dalam air tambak (Boyd, 1990 ; Adhikari, 2003). Amonium akan diabsorpsi oleh fitoplankton, dirubah menjadi nitrogen organik dan akhirnya ditransformasi ke dalam nitrogen protein ikan melalui jaringan makanan. Amonium akan dioksidasi menjadi nitrat oleh bakteri nitrifikasi dan nitrat akan digunakan oleh fitoplankton atau mengalami denitrifikasi oleh mikro organisme dalam sedimen. Denitrifikasi nitrat dalam sedimen menghasilkan gas nitrogen yang akan

terdifusi dari sedimen ke air tambak kemudian ke atmosfer (Durborow *et al.*, 1997). Amonium berada dalam kesetimbangan dengan amonia dan amonia juga dapat terdifusi dari air tambak ke atmosfer. Sejumlah kecil amonium akan diabsorpsi oleh kation dalam tanah dasar tambak. Nitrogen organik dalam plankton dan kotoran hewan air akan berada di dasar dan menjadi nitrogen organik tanah. Nitrogen dalam material organik tanah akan dimineralisasi menjadi amonia dan kembali ke air tambak (Boyd *et al.*, 2002).

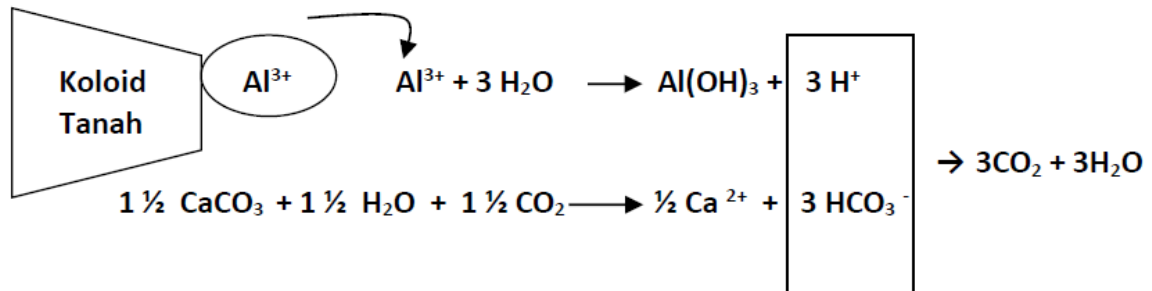
Fosfor merupakan nutrisi primer yang dibutuhkan oleh fitoplankton untuk pertumbuhan. Keberadaan fosfor dalam tambak mempengaruhi produktivitas alami. Fitoplankton memanfaatkan fosfor dalam bentuk *orthophosphate* terlarut dalam air. Fitoplankton dapat merubah dengan cepat fosfat dari air dan fosfat dalam fitoplankton akan masuk ke jaringan makanan pada ikan atau udang. Tanah tambak secara kuat akan menyerap fosfat dan kapasitas tambak untuk menyerap fosfat meningkat dengan naiknya kandungan liat (Boyd dan Munsiri, 1996). Masuda dan Boyd (1994) menemukan sekitar 2/3 fosfat yang diaplikasikan ke tambak dalam makanan terakumulasi di tanah dasar. Sebagian besar fosfat tanah terikat secara kuat dan hanya dalam jumlah kecil yang terlarut dalam air. Tanah tambak bukan merupakan sumber utama dalam air, karena fosfor yang terabsorpsi dari tanah tidak larut (Boyd dan Munsiri, 1996). Material organik dalam tambak secara cepat diabsorpsi oleh tanah dan sedikit yang masuk ke air. Tanah yang mempunyai pH hampir netral mempunyai kapasitas lebih kecil mengabsorpsi fosfor dan mempunyai kecenderungan lebih besar mengeluarkan fosfor dibanding tanah asam atau basa (Boyd, 1995)

3.4 Kualitas Tanah

3.4.1 pH Tanah Kolam

Variabel pH tanah merupakan faktor penting penentu kesuburan tambak karena mempengaruhi ketersediaan nutrisi dan mengontrol reaksi kimia di dasar tambak (Adhikari, 2003). Nilai pH tanah dasar mempunyai kisaran antara 4 sampai dengan lebih dari 9, tetapi pH yang paling baik sekitar 7 (netral) (Boyd, 1995). Sebagian besar mikro organisme tanah, khususnya bakteri tanah berfungsi optimum pada pH 7 – 8. Sumber keasaman tadi sebagian besar tanah tambak adalah ion aluminium (Boyd, 1990). Tanah liat dan partikel bahan organik di tanah, menarik kation ke permukaannya. Ion aluminium pada posisi pertukaran kation di tanah berada pada kesetimbangan dengan ion aluminium di air yang mengelilingi partikel tanah. Ion aluminium terhidrolisis menjadi aluminium hidroksida, mengeluarkan ion hidrogen. Semakin banyak proporsi ion aluminium pada kation tanah, semakin tinggi pula tingkat keasamannya. Kapur pertanian (CaCO_3) yang diaplikasikan ke tanah tambak akan menetralkan tanah yang bersifat asam. Ion Ca^{2+} akan menggantikan posisi ion Aluminium (Al^{3+}) yang

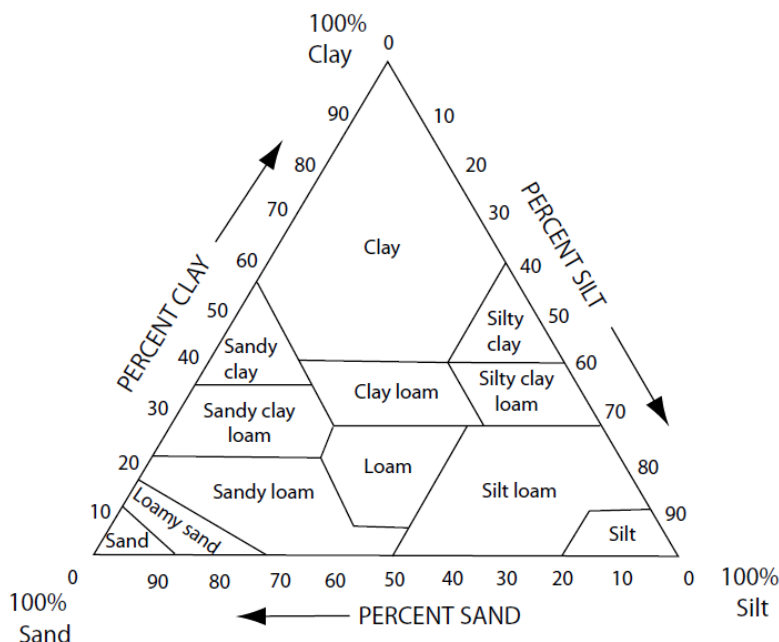
berikatan dengan tanah sehingga akan mengurangi reaksi yang bersifat asam, seperti reaksi yang dijelaskan oleh Boyd *et al.* (2002) pada Gambar 3.1.



Gambar 3.1 Reaksi $CaCO_3$ dalam menetralkan keasaman tanah (Boyd *et al.*, 2002)

3.4.2 Tekstur Tanah

Tanah dasar tambak terdiri dari partikel organik dan anorganik dengan berbagai ukuran. Partikel-partikel tersebut terbagi dalam beberapa klas/jenis berdasarkan ukurannya. Ukuran partikel berdasarkan sistem internasional adalah : gravel berukuran $>2,00$ mm, sand (pasir) $0,02-0,2$, silt $0,002-0,02$ mm dan *clay* (liat) $<0,002$ mm (Boyd, 1990). Berdasarkan persentase kandungan masing-masing partikel, tekstur tanah dikelompokkan dalam beberapa jenis, misalnya ; *clay*, *clay loam*, *silt*, *silt loam* dan sebagainya seperti yang terdapat pada *soil triangle* (Gambar 3.2).



Gambar 3.2 Soil triangle

Tekstur tanah untuk budidaya ikan sebaiknya tidak porus dan mengandung liat yang cukup sehingga mempermudah membuat tanggul. Tanah yang mengandung liat yang cukup dapat membantu menahan air agar tidak meresap ke tanah (*seepage*). Namun kandungan liat yang tinggi akan menyulitkan pengeringan dan pembalikan (*tilling*). Menurut McCarty (1988), kandungan liat 5-10% sangat baik untuk konstruksi kolam, sementara menurut Boyd *et al.* (2002), kandungan liat 20% diperlukan untuk pembuatan tanggul kolam. Tambak yang menggunakan aerasi yang kuat dapat menyebabkan tingginya partikel tersuspensi dalam air jika tanah dasar tambak berupa lumpur.

3.4.3 Kapasitas Tukar Kation

Kapasitas tukar kation (KTK) atau *cation exchange capacity* (CEC) merupakan kapasitas tanah untuk menyerap atau menukar kation yang dinyatakan dalam *miliequivalen*/100 g tanah (Boyd, 1990). Kemampuan tanah untuk menyerap atau menukar kation mempunyai arti penting di dalam serapan hara oleh tanaman, kesuburan tanah, retensi hara dan pemupukan. KTK tanah mempengaruhi kemampuan mengikat hara yang ditambahkan ke dalam tanah karena penambahan hara melalui pemupukan akan diikat oleh permukaan koloid tanah. Semakin tinggi nilai KTK semakin tinggi tingkat kesuburan tanah tersebut. Kapasitas pertukaran ion dipengaruhi oleh tekstur tanah. Semakin tinggi kandungan liat, semakin tinggi kapasitas pertukaran kation tanah. Nilai KTK untuk tanah pertanian berkisar

antara 1 sampai 100 meq/100 g tanah kering (Boyd, 1990). Berdasarkan observasi Nilai KTK tambak udang yang ada di Kabupaten Tulang Bawang, Lampung pada saat persiapan berkisar antara 3,10 me/100g tanah kering sampai 14,70 me/100g tanah kering dengan rata-rata 11,20 me/100g tanah kering (Supono, 2008).

3.4.4 Kandungan Bahan Organik

Tanah dasar tambak yang mengandung karbon organik 15-20% atau 30-40% bahan organik tidak baik untuk budidaya perairan. Kandungan bahan organik yang baik untuk budidaya udang sekitar 10% atau 20% kandungan karbon organik (Boyd, 2002). Kandungan bahan organik yang tinggi akan meningkatkan kebutuhan oksigen untuk menguraikan bahan organik tersebut menjadi molekul yang lebih sederhana sehingga akan terjadi persaingan penggunaan oksigen dengan biota yang ada dalam kolam.

Peningkatan kandungan bahan organik pada tanah dasar tambak akan terjadi dengan cepat terutama pada tambak yang menggunakan sistem budidaya secara semi intensif maupun intensif dengan tingkat pemberian pakan (*feeding rate*) dan pemupukan yang tinggi (Howerton, 2001). Disamping mengendap di dasar tambak, limbah organik juga tersuspensi dalam air sehingga menghambat penetrasi cahaya matahari ke dasar kolam.

Limbah tambak yang terdiri dari sisa pakan (*uneaten feed*), kotoran udang (*feces*), dan pemupukan terakumulasi di dasar tambak maupun tersuspensi dalam air (Primavera, 1991). Limbah ini terdegradasi melalui proses mikrobiologi dengan menghasilkan amonia, nitrit, nitrat, dan fosfat (Zelaya *et al.*, 2001). Nutrien ini merangsang tumbuhnya algae/fitoplankton yang dapat menimbulkan *blooming*. Sementara itu beberapa hasil degradasi limbah organik bersifat toksik bagi ikan pada level tertentu. Terjadinya *die off* fitoplankton dapat juga menyebabkan meningkatnya akumulasi bahan organik di dasar tambak yang dapat mengakibatkan ikan stres bahkan kematian karena turunnya kadar oksigen terlarut. Limbah tambak mengandung lebih banyak bahan organik, nitrogen, dan fosfor dibanding tanah biasa serta mempunyai nilai BOD dan COD yang lebih tinggi (Latt, 2002).

Limbah akuakultur yang banyak mengandung nitrogen akan terdegradasi dengan cepat, sedangkan bahan organik terdegradasi lebih lambat dan tidak dapat terdegradasi dengan sempurna (Boyd, 1990). Keterbatasan oksigen terlarut akan menghambat dekomposisi bahan organik oleh bakteri aerob. Rendahnya kandungan oksigen terlarut sering muncul di tambak terutama yang dikelola secara intensif. Input pakan yang tinggi mendorong berkembangnya fitoplankton di kolom air yang dapat menghambat penetrasi sinar matahari ke dasar kolam. *Benthic algae* di dasar tambak tidak bisa melakukan fotosintesis karena tidak memperoleh sinar matahari. Kondisi ini diperparah dengan akumulasi limbah organik yang tinggi karena *over feeding* serta keterbatasan aerasi.

Meskipun material organik di dasar tambak dapat meningkatkan oxygen demand, ketersediaan bahan organik dalam jumlah yang cukup diperlukan untuk merangsang pertumbuhan mikroorganisme

dan mencegah pH air naik. Tambak yang kekurangan bahan organik, pH air akan cenderung naik karena kekurangan karbondioksida. Kondisi ini sering terjadi pada tambak yang baru dioperasikan (Boyd, 2002). Kandungan karbon organik antara 1,0-3,0% cocok untuk budidaya udang (Tabel 3.1).

Tabel 3.1 Klasifikasi kandungan bahan organik tanah (Boyd et al., 2002)

C Organik (%)	Keterangan
> 15	Tanah organik, tidak baik untuk budidaya
3,1-15	Tanah mineral dengan kandungan bahan organik tinggi
1,0-3,0	Tanah mineral, kandungan bahan organik cukup, cocok untuk budidaya
< 1,0	Tanah mineral dengan kandungan bahan organik yang rendah

3.5 Perlakuan Tanah Dasar Tambak

Perlakuan terhadap tanah dasar tambak dapat dilakukan dengan beberapa tindakan tergantung kondisi tambak dan fase budidaya. Perlakuan tanah dasar tambak pada fase persiapan sebelum pengisian air antara lain: pengeringan, pembuangan sedimen, pengapuran, desinfeksi tanah, dan pemupukan (Boyd dan Quieros, 2014). Pengeringan (*drying*) dasar tambak (antar siklus) bertujuan untuk menurunkan kandungan air tanah sehingga udara dapat masuk kedalam pori-pori tanah. Aerasi yang baik akan memperbaiki suplai O_2 dan meningkatkan dekomposisi aerobik bahan organik. Dengan pengeringan selama 2–3 minggu, sebagian besar bahan organik yang ada di tanah dasar dari siklus sebelumnya akan terurai dan senyawa anorganik akan dioksidasi (Boyd dan Dippopinyo, 1994, Boyd dan Quieros, 2014). Keuntungan utama dari perlakuan ini adalah untuk mengurangi *oxygen demand* dari tanah dasar tambak sebanyak mungkin sebelum memulai siklus baru dan membasmi hama dan penyakit. Waktu yang diperlukan untuk pengeringan tergantung pada tekstur tanah, temperatur udara, kondisi angin, curah hujan dan rembesan air dari tambaksekitarnya (Boyd et al., 2002).

Pembuangan sedimen organik (*Organic sediment removal*) bertujuan untuk mengurangi bahan organik yang terakumulasi di dasar kolam. Jika material organik ini tidak dikeluarkan dari kolam, maka akan meningkatkan *oxygen demand* tambak pada siklus berikutnya. Pengeluaran bahan organik dapat dilakukan secara manual atau menggunakan alat berat, atau dilakukan penyiponan jika sudah ada air. Pengapuran bertujuan untuk menetralkan keasaman tanah dan meningkatkan konsentrasi total *hardness* dan alkalinitas air. Panduan umum dosis pengapuran yang dapat diaplikasikan di tambak terdapat pada Tabel 3.2.

Baik total alkalinitas maupun pH tanah akan digunakan untuk mengestimasi dosis pengapuran kolam. Jika kedua data (Alkalinitas dan pH tanah) tersedia tetapi nilainya tidak sesuai dengan tabel,

maka variabel yang digunakan adalah yang mempunyai dosis pengapuran paling besar. Kapur pertanian disebar secara merata di permukaan tanah tambak yang kosong atau ditebar merata di permukaan air. Kapur sebaiknya diaplikasikan pada permulaan siklus budidaya dan diaplikasikan minimal satu minggu sebelum pemupukan awal. Kapur pertanian tidak akan bereaksi dengan tanah kering, jadi jika diaplikasikan pada tanah tambak yang kosong, tanah harus dalam kondisi lembab (berair), tetapi tidak menyulitkan dalam penebarannya (Boyd *et al.*, 2002).

Tabel 3.2 Dosis pengapuran berdasarkan alkalinitas dan pH tanah (Boyd *et al.*, 2002).

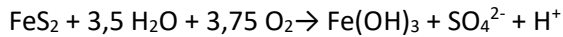
Alkalinitas Total (mg/l)	pH Tanah	Kapur Pertanian CaCO_3 (Kg/Ha)
Dibawah 5	Dibawah 5	3.000
5 – 10	5.0 – 5.4	2.500
10 – 20	5.5 – 5.9	2.000
20 – 30	6.0 – 6.4	1.500
30 – 50	6.5 – 7.0	1.000

Desinfeksi tanah dasar tambak perlu dilakukan untuk membasmi patogen yang ada. Desinfeksi dapat dilakukan dengan pengapuran seluruh permukaan tanah dalam kondisi basah agar kapur dapat bereaksi. Pengapuran dengan menggunakan CaO (*quick lime*) dapat membasmi patogen yang ada di tanah melalui mekanisme peningkatan pH tanah secara drastis. Pemupukan dasar tambak perlu dilakukan untuk meningkatkan produktivitas alami (*benthic algae*) serta merangsang pertumbuhan bakteri (Boyd dan Quieros, 2014). Urea dapat ditebar diatas tanah tambak 200 kg per hektar untuk mempercepat dekomposisi tanah organik, karena nitrogen dalam pupuk urea akan digunakan oleh bakteri untuk mengoksidasi senyawa organik, terutama untuk tanah tambak yang tidak bisa kering. Pengapuran sebaiknya tidak dilakukan pada waktu aplikasi urea untuk mencegah pH tinggi. Urea akan dihidrolisis menjadi amoniak. Jika pH diatas 8, sebagian amonia akan terdifusi ke udara. Pembalikan tanah (*tilling*) sebaiknya dilakukan setelah pemupukan untuk menghindari penguapan amoniak ke udara. Pupuk organik dapat diaplikasikan untuk meningkatkan kandungan bahan organik (Adhikari, 2003).

3.6 Tanah Pyrit

Di daerah pesisir pantai , banyak dijumpai tanah yang mengandung *pyrit* (FeS_2) yang menyebabkan tanah menjadi asam. Bahan organik yang berasal dari tanaman mengalami dekomposisi. Pada kondisi anaerob, bakteri pereduksi sulfur akan melimpah. Sulfur yang diproduksi akan terakumulasi dalam

lumpur membentuk hidrogen sulfida (H_2S). Hidrogen sulfida bereaksi dengan *ferrous* membentuk besi disulfida yang berlanjut dengan terbentuknya *pyrit* (FeS_2). Tanah yang mengandung *pyrit* jika dikeringkan akan teroksidasi akan terbentuk asam sulfat (H_2SO_4), seperti reaksi berikut ini (Boyd, 1990) :



$\text{Fe}(\text{OH})_3$ menimbulkan warna coklat kemerahan pada sedimen dan air.

Pengolahan tanah yang mengandung *pyrit* dapat dilakukan dengan langkah sebagai berikut :

- Pembalikan tanah, penjemuran, serta pencucian berulang-ulang sampai pH air relatif stabil lebih dari 5 (bisa mencapai 3 kali atau lebih).
- Pengapuran tanah dasar tambak dengan dosis (Boyd, 1990) :
 Dosis kapur = $\text{PA} \times 0,00005 \times \text{W}$
 PA = *potential acidity*
 W = berat tanah pada lapisan olah
- Pengapuran I sebanyak 60% dari dosis pengapuran
- Pembalikan tanah pada lapisan olah
- Pengapuran II sebanyak 40% dosis pengapuran
- Pengecekan pH tanah
- Mengisi air 20-30 cm, direndam selama 2-3 hari kemudian dibuang lagi
- Tambak diisi dengan air dan siap digunakan untuk budidaya udang.

-oo0oo-



BAB 4

BENTHIC DIATOM

4.1 Benthic Algae

Benthic algae yang didominasi *benthic diatom* merupakan produsen primer dan penyusun utama rantai makanan ekosistem akuatik. Keberadaannya sangat penting sebagai sumber makanan bagi *meiofaunal* dan *microfaunal grazer* pada ekosistem dangkal (Gould dan Gallagher, 1990). Penelitian oleh Liboriussen dan Jeppensen (2003) pada beberapa danau menunjukkan bahwa produktivitas primer *benthic algae* pada danau yang keruh dan jernih mencapai 190 gr C/m²/tahun dan 141 gr C/m²/tahun. Berbeda dengan plankton (*free living algae*), *benthic algae (attached algae)* merupakan *micro algae* yang hidup menempel pada substrat. Berdasarkan substrat yang ditempel, *benthic algae* dibagi beberapa kelompok, antara lain : *epipelic algae* (menempel pada sedimen), *epiphytic algae* (menempel pada tanaman), dan *epilithic algae* (menempel pada batuan).

Keberadaan *epipelic algae* dipengaruhi oleh beberapa faktor yang ada dalam ekosistem perairan. Studi di lapangan yang dilakukan menunjukkan bahwa biomasanya dipengaruhi oleh nutrisi (C:N:P ratio), *grazing*, cahaya, dan temperatur (Kahlert, 2001). Menurut Lysakova *et al.* (2007), *epipelic algae* menyebar di sedimen yang masih terkena cahaya matahari. *Epipelic algae* juga sangat dipengaruhi oleh perubahan fisika dan kimia air yang berubah secara harian maupun musiman. Perubahan kualitas air ini akan mempengaruhi keberadaan *epipelic algae* baik biomasa maupun diversitasnya (Watanabe *et al.*, 2000).

4.2 Diatom

Diatom termasuk dalam alga klas Bacillariophyceae dengan penyusun utama dinding sel dari silica. Disebut diatom karena selnya terdiri dari dua valva (dua atom), dimana yang satu menutupi yang lainnya seperti layaknya kaleng pastiles (Basmi, 1999). Diatom umumnya uniseluler (soliter), namun pada beberapa spesies ada yang hidup berkoloni dan saling bergandengan satu sama lainnya. Diatom dibagi menjadi dua ordo berdasarkan bentuknya, yaitu *Centrales* dan *Pennales*. Ordo *Centrales* bila dilihat dari atas atau bawah berbentuk radial simetris dan lingkaran, sedangkan Ordo *Pennales* valvanya berbentuk memanjang. Karena dinding sel diatom terbentuk dari silikat, apabila mati dinding sel tersebut masih utuh dan mengendap di dasar perairan sebagai sedimen.

Diatom sangat berguna dalam studi lingkungan karena distribusi spesiesnya dipengaruhi oleh kualitas air (Taylor *et al.*, 2007), kandungan nutrisi serta keberadaannya sangat melimpah di sedimen perairan seperti di laut, estuari, kolam, maupun sungai, demikian juga dengan fosil diatom yang dapat digunakan sebagai indikator kesuburan suatu perairan. Penggunaan diatom sebagai indikator kualitas perairan lebih baik dibandingkan dengan indeks saprobitas karena lebih sensitif terutama yang berkaitan dengan parameter konduktivitas dan kandungan organik (Almeida, 2001).

Berdasarkan tempat hidupnya, diatom dibagi dua, yaitu *planktic diatom* dan *benthic diatom*. *Planktic diatom* hidup di kolom air dan sangat dipengaruhi oleh arus air, sedangkan *benthic diatom* hidup menempel pada substrat tertentu. Dinding sel *benthic diatom* lebih tebal (berat) dibanding *planktic diatom* (Basmi, 1999). Sebagian besar *planktic diatom* didominasi oleh ordo *Centrales*, sedangkan ordo *Pennales* mendominasi *benthic diatom*. Berdasarkan substrat yang ditempel, *benthic diatom* dibagi menjadi :

1. *epiphytic*, yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada tanaman lain
2. *epipsammic*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada pasir
3. *epipelic*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada sedimen
4. *endopelic*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel dalam sedimen
5. *epilithic*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada permukaan batu
6. *epizoic*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada hewan
7. *fouling*: yaitu *benthic diatom* yang hidup menempel pada obyek yang ditempatkan dalam air.

4.3 Diatom Epipelic Sebagai Indikator Kualitas Air

Indikator kualitas air yang biasa digunakan untuk menilai kelayakan untuk budidaya biasanya didasarkan pada faktor fisika dan kimia air pada kolom air. Faktor fisika air yang diamati antara lain suhu, kecerahan, dan partikel tersuspensi, sedangkan faktor kimia antara lain *biological oxygen demand*

(BOD), *chemical oxygen demand* (COD), *dissolved oxygen* (DO), alkalinitas, bahan organik, amonia, fosfat, dan lain-lainnya (Boyd, 1990).

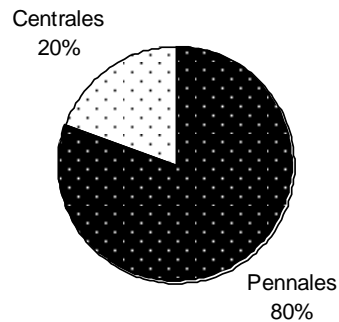
Indikator kualitas air yang mulai banyak dikembangkan sekarang ini adalah indikator secara biologi, yaitu pengamatan terhadap organisme yang hidup dalam suatu perairan. Indikator ini sangat penting karena parameter fisika dan kimia air mempengaruhi keberadaan organisme yang hidup di perairan tersebut. Indikator biologi yang sekarang digunakan antara lain organisme *macrobenthic* dan plankton. Namun demikian, penggunaan biota tersebut sebagai indikator kualitas air mempunyai beberapa kelemahan. Organisme *macrobenthic* hanya hidup pada substrat tertentu sedangkan plankton hanya hidup di kolom air. Indeks keragaman *macrobenthic* dan plankton hanya mencerminkan perubahan struktur komunitas pada saat mengalami gangguan (*stress period*) dan tidak dapat membedakan antara ekosistem yang terganggu dengan ekosistem yang sehat (Hendrarto 1994).

Penggunaan diatom yang hidup di dasar perairan atau sedimen (*diatom epipellic*) diduga sangat tepat karena dapat mengatasi kelemahan-kelemahan yang ada pada organisme *macrobenthic* dan plankton. *Benthic diatom* yang hidup menempel pada sedimen, mempunyai beberapa kelebihan antara lain : jenis alga yang kelimpahannya paling banyak dan tersebar luas, berperan penting dalam rantai makanan, siklus hidup sederhana, beberapa spesies sangat sensitif terhadap perubahan lingkungan sehingga dapat menggambarkan perubahan lingkungan dalam periode yang pendek dan jangka panjang, serta mudah pengambilan sampel dan identifikasinya (Round, 1993; Stevenson, 2002). Struktur komunitas dan kelimpahan *benthic diatom* sangat penting dalam menentukan status ekologis perairan (Picinska, 2007). Kelebihan lain penggunaan organisme yang menempel (*attaching organism*) dibandingkan dengan plankton (*planktonic community*) adalah distribusinya tidak mudah terpengaruh oleh arus (Almeida, 2001).

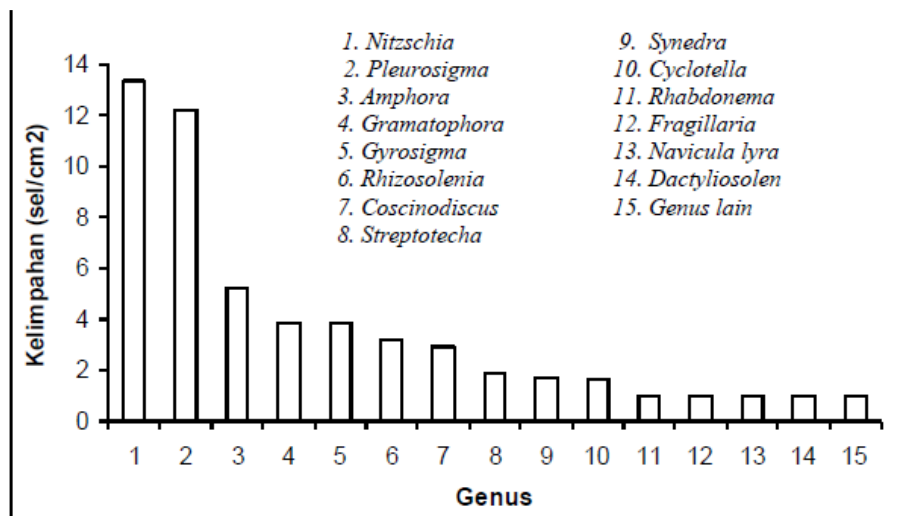
4.4 Diatom Epipellic dalam Tambak

Diatom epipellic mendominasi *benthic microalgae* yang ada di kolam ikan (Lysakova *et al.*, 2007). Keberadaan *benthic microalgae* dapat dideteksi dari kandungan klorofil *a* pada sedimen. Berdasarkan penelitian Supono (2008), klorofil *a* sedimen yang terdapat pada tambak udang bervariasi antara 6,29 µg/g – 71,99 µg/g dengan rata-rata 21,5 µg/g. Ordo *Pennales* mendominasi kelimpahan diatom epipellic di tambak udang (Gambar 4.1).

Genus diatom epipellic mendominasi di tambak udang adalah *Nitzschia* dan *Pleurosigma*. Selain itu beberapa genus diatom epipellic yang ditemukan di tambak udang antara lain : *Amphora*, *Gramatophora*, *Synedra*, *Cyclotella*, *Rhabdonema*, *Fragillaria*, dan *Navicula* (Gambar 4.2).



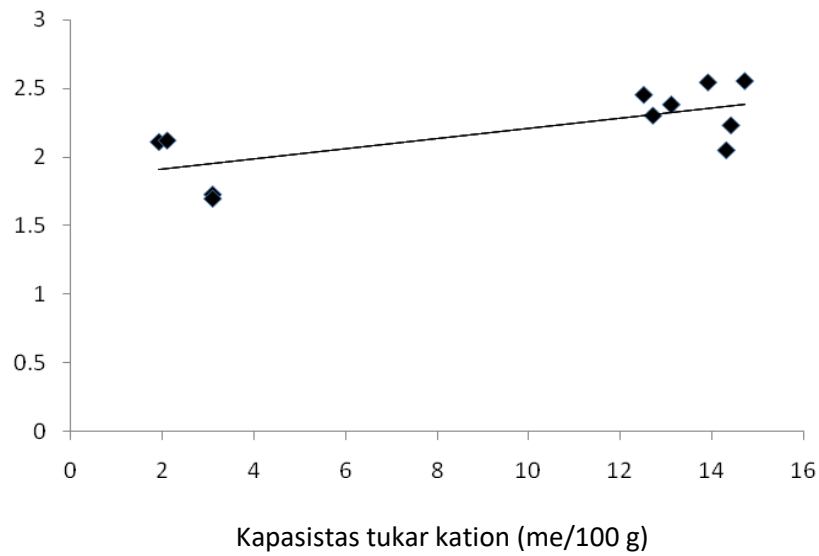
Gambar 4.1 Komposisi Ordo Diatom Epipellic



Gambar 4.2 Kelimpahan GenusDiatom Epipellic di tambak udang

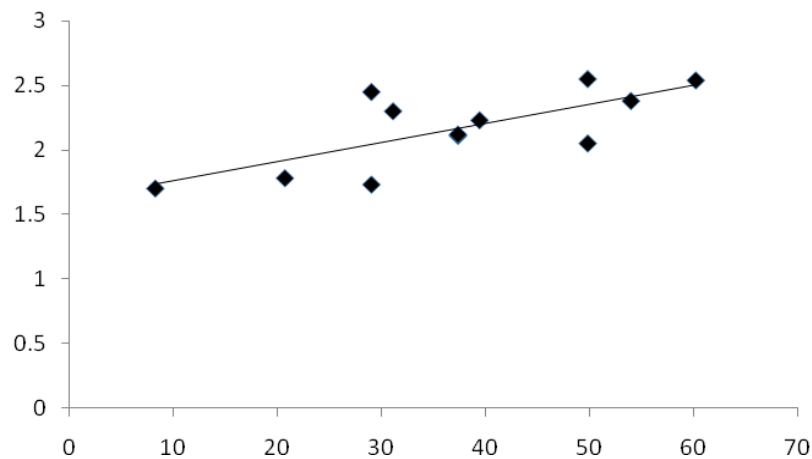
Keberadaan diatom epipellic di dasar tambak dipengaruhi oleh kualitas sedimen. Kualitas sedimen yang berhubungan erat dengan keragaman diatom epipellic antara lain kapasitas tukar kation (KTP) tanah (Gambar 4.3) dan kandungan liat pada sedimen (Gambar 4.4). Kemampuan tanah untuk menyerap atau menukar kation mempunyai arti penting di dalam serapan hara oleh tanaman, kesuburan tanah, retensi hara dan pemupukan. Nilai KTK dipengaruhi oleh kandungan liat pada tanah. Semakin tinggi kandungan liat semakintinggi pula nilai KTK. Kapasitas pertukaran kation mempengaruhi kemampuan mengikat hara yang ditambahkan ke dalam tanah karena penambahan hara melalui pemupukan akan diikat oleh permukaan koloid tanah (Boyd, 1990).

Keragaman diatom epipellic



Gambar 4.3 Pengaruh KPK sedimen terhadap keragaman diatom epipellic

Keragaman diatom epipellic



Gambar 4.4 Pengaruh kandungan liat sedimen terhadap keragaman diatom epipellic

BAB 5

SENYAWA BERACUN

5.1 Amonia

Amonia merupakan limbah terbesar dari proses pencernaan udang karena kandungan protein yang tinggi. Sumber utama amoniak pada tambak budidaya adalah ekskresi udang melalui insang dan feses (Chin dan Chen, 1987 ; Durborow *et al.*, 1997; Hagreaves dan Tucker, 2004). Amonia dapat juga masuk dalam tambak udang dari sisa pakan (*uneaten feed*) dan udang atau alga yang mati melalui proses mineralisasi bakteri proteolitik. Amonia yang keluar dari ikan dapat diestimasi dari *net protein utilization* dan persentase protein dalam pakan, dengan persamaan (Boyd, 1990) :

Amonia-nitrogen (g/kg pakan) = $(1,0 - \text{NPU})(\text{protein} \div 6,25) \times 1.000$

NPV = *net protein utilization*

Protein = kandungan protein dalam pakan

6,25 = rasio protein dari nitrogen

NPV untuk pakan yang berkualitas baik sekitar 0,4. Sebagai contoh : pakan dengan kandungan protein 30%, maka amonia nitrogen yang dihasilkan adalah :

Amonia- nitrogen = $(1,0 - 0,4)(0,30 \div 6,25) \times 1.000 = 28,8 \text{ g N/kg pakan}$.

Pendugaan amonia-nitrogen yang dihasilkan pada sistem akuakultur juga dilakukan oleh Timmons *et al.* (2002) dengan menggunakan persamaan :

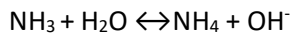
$$P_{\text{TAN}} = F \times \text{PC} \times 0,092$$

Sementara Ebeling *et al.* (2006), menduga amonia-nitrogen yang dihasilkan oleh udang dengan menggunakan sistem heterotrof dan *zero water exchange* dengan menggunakan persamaan :

$$P_{\text{TAN}} = F \times \text{PC} \times 0,144$$

P_{TAN} merupakan produksi amonia nitrogen (kg), F adalah tingkat pemberian pakan (kg/hari), dan PC adalah kandungan protein dalam pakan.

Amonia dalam perairan terdapat dalam dua bentuk yaitu amonia bebas (*ionized ammonia*/ NH_3) dan amonia ion (*ionized ammonia*/ NH_4^+). Amonia bebas pada konsentrasi tinggi beracun bagi ikan dan udang sedangkan amonia ion tidak beracun. Kedua bentuk amonia tersebut dipengaruhi oleh pH dan suhu perairan (Colt, 1984) seperti yang terdapat pada Tabel 5.1. Semakin tinggi pH dan suhu perairan semakin tinggi pula kandungan amonia tidak terionisasi (bebas) sehingga semakin meningkat daya racun amonia, sesuai dengan reaksi :



Ion amonium (NH_4^+) relatif tidak beracun dan mendominasi perairan ketika pH rendah. Secara umum kurang dari 10% amonia dalam bentuk toksik pada pH kurang dari 8,0, namun akan naik secara drastis jika pH naik (Hagreaves dan Tucker, 2004).

Tabel 5.1 Persentase Amoniak tidak terionisasi (NH_3) pada pH dan suhu yang berbeda (Colt, 1984)

pH	Suhu ($^{\circ}\text{C}$)			
	26	28	30	32
7.0	0.60	0.70	0.81	0.95
7.2	0.95	1.10	1.27	1.50
7.4	1.50	1.73	2.00	2.36
7.6	2.35	2.72	3.13	3.69
7.8	3.68	4.24	4.88	5.72
8.0	5.71	6.55	7.52	8.77
8.2	8.75	10.00	11.41	13.22
8.4	13.20	14.98	16.96	19.46
8.6	19.42	21.83	24.45	27.68
8.8	27.64	30.68	33.90	37.76
9.0	37.71	41.23	44.84	49.02
9.2	48.96	52.65	56.30	60.38
9.4	60.33	63.79	67.12	70.72
9.6	70.67	73.63	76.36	79.29
9.8	79.25	81.57	83.68	85.85
10.0	85.82	87.52	89.05	90.58

Kadar amonia bebas yang tinggi di kolam dapat menyebabkan beberapa efek negatif bagi udang, seperti:

- ekskresi amonia oleh udang menurun sehingga kadar amonia dalam darah akan naik (durborow *et al.*, 1997)
- kerusakan insang (durborow *et al.*, 1997)
- menurunnya kemampuan darah dalam transportasi oksigen (boyd, 1990)
- udang mudah terserang penyakit (hagreaves dan tucker, 2004)
- menghambat pertumbuhan (Hagreaves dan Tucker, 2004)

Level aman amoniak bagi udang adalah 0,1 mg/l (Chin dan Chen, 1987). Sedangkan menurut Durborow *et al.* (1997), kadar amonia tidak terionisasi lebih dari 0,6 mg/l dapat membunuh udang. Toksisitas amoniak akan menurun jika kadar CO₂ dalam air meningkat, karena peningkatan CO₂ akan menurunkan pH air sehingga menurunkan kadar amoniak (NH₃).

Beberapa metode telah dikembangkan dalam mengendalikan nitrogen anorganik dalam tambak udang antara lain dengan penyerapan amoniak dan nitrat oleh fitoplankton (*photoautotrophic*), pergantian air (*flowthrough*), sistem resirkulasi (*aquaculture recirculating system/RAS*), bioremediasi atau probiotik (*autotrophic bacteria-nitrification*) (Crab *et al.*, 2007), dan penggunaan bakteri heterotrof (Avnimelech, 2009).

Tambak udang yang dikelola secara tradisional menggunakan fitoplankton untuk mengikat amonia. Nitrogen anorganik dalam bentuk amonia terionisasi (NH₄⁺) diperlukan oleh fitoplankton untuk membentuk protein dan pembentukan sel. Kemampuan fitoplankton dalam menyerap amonia mempunyai keterbatasan karena produktivitas kolam rata-rata hanya 4 gC/m²/hari (Avnimelech, 2009). Hal ini tidak dapat mengimbangi amonia yang dihasilkan dalam sistem budidaya yang dikelola secara intensif. Eutrofikasi dalam kolam budidaya akan memicu pertumbuhan fitoplankton yang tidak terkendali (*blooming*) yang berakibat pada penurunan kualitas air terutama peningkatan pH pada siang hari dan penurunan oksigen terlarut secara drastis pada malam hari (Boyd, 1990).

Pergantian air secara rutin mampu mengurangi kadar amonia dalam tambak dan meningkatkan kualitas air secara keseluruhan, tetapi sering menimbulkan permasalahan terhadap ikan. Pergantian air dalam jumlah besar dan frekuensi yang tinggi menyebabkan ikan mudah mengalami stres, masuknya sumber penyakit dari luar sistem, hilangnya nutrisi, serta pencemaran lingkungan sekitarnya. Sedangkan pada sistem resirkulasi (*recirculating aquaculture system*), amoniak dapat dikendalikan sesuai standar budidaya, input patogen dapat ditekan, kualitas air terjaga, serta sistem budidaya lebih terkontrol tetapi mempunyai beberapa kelemahan, antara lain keterbatasan dalam mengolah limbah organik yang dihasilkan dan biaya operasional relatif tinggi (Riche dan Garling, 2003).

Bioremediasi dengan menggunakan beberapa jenis bakteri autotrofik (probiotik) bertujuan untuk meningkatkan laju nitrifikasi dari amonia menjadi nitrat. Proses ini terjadi dalam dua tahap, yaitu

pembentukan nitrit dari amoniak dan perubahan nitrit menjadi nitrat. Aplikasi bakteri nitrifikasi bermanfaat dalam menurunkan amonia, tetapi mempunyai beberapa keterbatasan antara lain bakteri probiotik tidak tumbuh optimal karena media yang tidak sesuai dengan kebutuhan bakteri dan keterbatasan kecepatan nitrifikasi dibandingkan dengan tingginya input amoniak dalam tambak (Ebeling *et al.*, 2006).

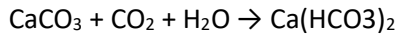
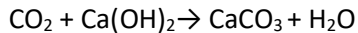
Pemanfaatan bakteri heterotrof dalam manajemen kualitas air mulai dikembangkan untuk mengatasi permasalahan budidaya ikan terutama meningkatnya kandungan amoniak. Pada kondisi rasio C:N di lingkungan tinggi, bakteri heterotrof akan tumbuh dengan pesat dan akan mengasimilasi amoniak (nitrogen anorganik) menjadi nitrogen organik (protein) dalam bentuk biomasa bakteri yang tidak bersifat toksik. Penambahan karbon dalam media budidaya merupakan cara yang paling efektif menurunkan nitrogen anorganik (Avnimelech, 2009). Pembahasan lebih lanjut mengenai sistem heterotrof akan dibahas pada bab akhir buku ini.

5.2 Karbondioksida

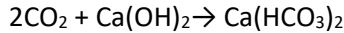
Karbondioksida (CO_2) merupakan hasil respirasi organisme perairan, baik udang, bakteri, maupun plankton. Pada waktu siang hari fitoplankton melakukan fotosintesis, tetapi pada malam hari melakukan respirasi. Konsentrasi karbondioksida yang tinggi dalam darah akan keluar ke perairan lewat insang melalui proses difusi. Kadar karbondioksida yang tinggi di perairan dapat menyebabkan tingginya karbondioksida dalam darah sehingga dapat menurunkan pH darah dan menurunkan kapasitas hemoglobin darah dalam mengangkut O_2 . Ikan dapat menoleransi kadar karbondioksida sampai 10 mg/l (Boyd, 1990).

Pada konsentrasi oksigen terlarut 2 mg/l, ikan akan mati perlahan-lahan jika CO_2 tinggi dan tidak berpengaruh jika konsentrasi CO_2 rendah. *Cat fish* dapat menoleransi 20-30 mg/l CO_2 jika akumulasinya perlahan-lahan dan konsumsi oksigen terlarut diatas 5 mg/l. Pada kolam alami, CO_2 jarang melampaui 5-10 mg/l. Konsentrasi CO_2 tinggi hampir selalu diiringi dengan konsentrasi oksigen terlarut rendah (respirasi tinggi). Aerasi digunakan untuk menaikkan konsentrasi oksigen terlarut yang rendah, membantu mengurangi CO_2 yang berlebih dengan memperbaiki difusi kembali ke atmosfer. Perlakuan ini tidak disarankan dilakukan pada air dengan kapasitas *buffer* rendah (*low alkalinity*) karena pH akan naik ke level yang berbahaya (Boyd, 1990).

Kadar CO_2 di perairan yang tinggi dapat terjadi pada saat plankton mati massal (*die off*), dimana aktivitas bakteri dalam menguraikan bahan organik (plankton yang mati) berlangsung cepat sementara kandungan O_2 terlarut dalam air sangat rendah. Jika CO_2 melebihi 10 mg/l, perlu dilakukan tindakan untuk menurunkannya. Bahan kimia yang dapat digunakan untuk menurunkan CO_2 adalah Ca(OH)_2 , sesuai dengan reaksi (Boyd, 1990) :

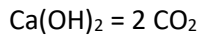


Dari kedua reaksi tersebut dapat diringkas :



Kebutuhan Ca(OH)_2 untuk menetralkan 1 mg/l CO_2 dapat dihitung sebagai berikut :

$$\frac{74,08}{88}$$

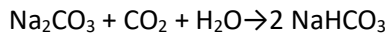


$$\times 1 \text{ mg/l}$$

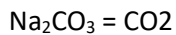
$$x = 74/88 = 0,84 \text{ mg/l Ca(OH)}_2$$

Jadi kebutuhan Ca(OH)_2 untuk menetralkan 1 mg/l CO_2 adalah 0,84 mg/l

Sodium karbonat (Na_2CO_3) juga dapat digunakan untuk menurunkan kadar CO_2 dalam air, sesuai dengan reaksi berikut ini :



$$\frac{105,98 \text{ mg}}{44 \text{ mg}}$$



$$\times 1 \text{ mg/l}$$

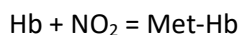
$$x = 105,98/44 = 2,41 \text{ mg/l Na}_2\text{CO}_3$$

Jadi kebutuhan Na_2CO_3 untuk menetralkan 1 mg/l CO_2 adalah 2,41 mg/l

Na_2CO_3 cepat bereaksi dalam air dan menetralkan CO_2 . Na_2CO_3 , lebih aman daripada Ca(OH)_2 karena tidak menurunkan pH, tetapi Ca(OH)_2 lebih banyak digunakan karena harganya lebih murah dan mudah didapatkan (Boyd, 1990).

5.3 Nitrit

Nitrit diabsorpsi oleh ikan melalui insang dan bereaksi dengan hemoglobin membentuk *methemoglobin*:



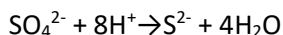
Nitrit beracun karena *methemoglobin* tidak dapat menyatu dengan oksigen sehingga menghambat kerja dari hemoglobin darah. Darah yang banyak mengandung *methemoglobin* akan berwarna coklat menyebabkan penyakit "*brown blood disease*". Hal yang sama berlaku pada Crustacea

yang mengandung *haemocyanin*. Warna coklat muda terjadi jika konsentrasi *methemoglobin* 20-30% dari total hemoglobin, jika melebihi 50% akan berwarna coklat (Schwedler dan Tucker, 1983).

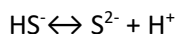
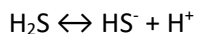
Nitrit dalam kolam ikan berasal dari ekskresi ikan berupa amonia yang dirubah menjadi nitrit oleh bakteri atau sisa pakan dan feses yang mengalami mineralisasi membentuk amonia yang dirubah menjadi nitrit. Dalam kondisi normal, nitrit akan dirubah oleh bakteri menjadi nitrat, namun jika terjadi keterbatasan oksigen terlarut, reaksi akan terhenti sampai nitrit (Durborow *et al.*, 1997). Toksisitas nitrit pada ikan dapat diatasi dengan meningkatkan rasio molaritas klorida dan nitrit (Boyd, 1990) yaitu dengan menambahkan sodium klorida (NaCl) dan kalsium klorida (CaCl₂). Klor dapat menghalangi masuknya nitrit ke dalam insang ikan dan biota air lainnya. Menurut Durborow *et al.* (1997), rasio klor dan nitrit sebesar 10:1 dapat mencegah pengaruh negatif dari nitrit. Nitrit bukan masalah yang serius di kolam air payau dan laut (Boyd, 2007). Menjaga konsentrasi klor 100 mg/l dalam air kolam direkomendasikan untuk mengantisipasi peningkatan kandungan nitrit.

5.4 Hidrogen Sulfida (H₂S)

Hidrogen sulfida (H₂S) muncul di dasar kolam yang miskin oksigen (anaerobik). Hidrogen sulfida lebih banyak terjadi di kolam air payau dibandingkan kolam air tawar karena kelimpahan sulfat (SO₄²⁻) lebih banyak di air payau. Sulfur (S) dalam kolam bersifat toksik apabila terbentuk H₂S (tidak terionisasi), tetapi tidak berbahaya jika dalam bentuk ion (sulfat/SO₄²⁻). Pada kondisi anaerobik, bakteri heterotropik tertentu dapat menggunakan sulfat sebagai aseptor elektron dalam metabolismenya dan menghasilkan sulfida, seperti yang terjadi pada reaksi di bawah ini :



Sulfida yang dihasilkan merupakan senyawa yang terionisasi dalam bentuk Hidrogen sulfida (H₂S) dan berada dalam kesetimbangan dengan HS⁻ dan S²⁻ (Boyd, 1990) seperti pada reaksi di bawah ini :



Reaksi kesetimbangan tersebut dipengaruhi oleh pH perairan. Jika pH perairan naik maka konsentrasi S²⁻ akan naik, sedangkan jika pH turun maka konsentrasi H₂S akan naik.

Konsentrasi H₂S yang tinggi dapat diatasi dengan aerasi dan sirkulasi untuk menghindari daerah yang stagnan dan anaerobik di dasar kolam. Pengapuran dapat diaplikasikan untuk meningkatkan pH dan mengubah H₂S menjadi bentuk yang tidak beracun, karena penurunan pH dapat meningkatkan daya racun sulfur (Boyd, 1990). Shigeno (1978) dan Chamberlain (1988) menggunakan ferrous oksida (FeO) untuk menetralkan H₂S, karena dapat bereaksi dengan hidrogen sulfida (H₂S) membentuk endapan ferrous sulfida (FeS) yang tidak beracun.

BAB 6

DINAMIKA EKOSISTEM TAMBAK

6.1 Keterkaitan Alkalinitas, Karbondioksida, dan pH

Kualitas air di kolam, baik fisika, kimia, maupun biologi air saling berkaitan satu dengan yang lainnya (Boyd, 1990). Sebagian besar variabel kualitas air berubah-ubah setiap hari bahkan saling berkaitan satu sama lainnya. Variabel kimia air yang mempunyai hubungan sangat erat adalah karbondioksida, pH, dan alkalinitas. Variabel kualitas air tersebut saling berhubungan dan dapat berpengaruh pada produktivitas kolam, tingkat *stress* dan kesehatan udang, ketersediaan oksigen dan daya racun ammonia (Wurts dan Durborow, 1992). Pemahaman dinamika dalam ekosistem tambak mutlak diperlukan sebagai dasar pengelolaan kualitas air dalam mendukung keberhasilan budidaya udang.

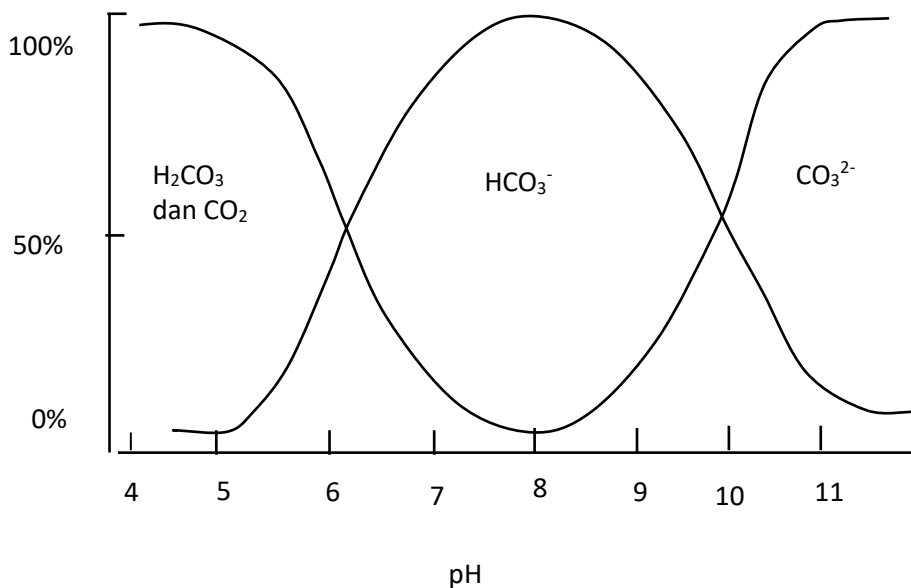
6.1.1 Karbondioksida dan pH

Karbondioksida dalam perairan berkaitan erat dengan pH. Karbondioksida di tambak yang sebagian besar berasal dari hasil respirasi organisme akan bereaksi dengan air membentuk asam karbonat (H_2CO_3). Kurang dari 1 persen karbondioksida berada dalam bentuk asam karbonat (Boyd, 1990). Asam karbonat akan segera terdisosiasi menjadi ion bikarbonat (HCO_3^-) dengan melepaskan ion hidrogen (H^+) yang menyebabkan penurunan pH air. Kelebihan karbondioksida akan tersimpan dalam bentuk ion alkalinitas atau bikarbonat (HCO_3^-) yang berfungsi sebagai penyangga. Bikarbonat tersebut akan digunakan kembali oleh fitoplankton jika di perairan terjadi kekurangan karbondioksida. Mekanisme ini dapat mempertahankan pH perairan sehingga tidak terjadi fluktuasi pH yang tinggi. Tabel 6.1 menjelaskan perubahan harian oksigen terlarut (O_2), karbondioksida (CO_2), dan pH dalam ekosistem tambak udang.

Tabel 6.1 Perubahan oksigen terlarut, CO_2 dan pH berdasarkan waktu

Waktu	O_2	CO_2	pH
Siang	naik	turun	naik
Pagi	turun	naik	turun

Keberadaan bentuk karbondioksida dalam perairan dipengaruhi oleh pH. Menurut Boyd (1990), pada pH 4,3, karbondioksida berada dalam bentuk karbondioksida bebas dan asam karbonat, sementara bikarbonat tidak ditemukan. Jika pH mengalami kenaikan, karbondioksida bebas dan asam karbonat berkurang sampai puncaknya pada pH 8,3 dimana semua karbondioksida berada dalam bentuk bikarbonat (Gambar 6.1). Karbonat akan mendominasi jika nilai pH perairan mencapai lebih dari 10 (Boyd, 1990).

**Gambar 6.1** Pengaruh pH terhadap proporsi H_2CO_3 , CO_2 , HCO_3^- , dan CO_3^{2-} .

6.1.2 Alkalinitas dan karbondioksida

Pada air yang mempunyai alkalinitas tinggi (kemampuan penyangga bagus) dan tingkat *hardness* yang sama akan menyebabkan pH akan menjadi netral atau sedikit basa (7,0 – 8,3) dan tidak banyak berfluktuasi (Wurts dan Durborow, 1992). Alkalinitas tinggi pada kolam terutama yang tersusun dari bikarbonat dapat mencegah kenaikan pH yang tinggi pada siang hari dimana fotosintesis berlangsung dalam frekuensi tinggi (Wurts dan Masser, 2013). Karbondioksida dalam air akan terus berkurang

bahkan habis mengakibatkan pH naik tanpa bisa dikontrol. Pada kondisi seperti ini cadangan ion bikarbonat akan berubah menjadi karbondioksida yang dapat mengontrol pH air.

Jumlah karbondioksida yang lebih tinggi dibutuhkan untuk menurunkan pH karena adanya basa yang tersedia lebih banyak untuk menetralkan atau menyangga asam. Hubungan antara alkalinitas, pH dan CO_2 dapat ditentukan pada Tabel 6.2. Angka yang ditemukan dalam Tabel 6.2 yang diperoleh dari pengukuran pH dan suhu air, dikalikan dengan nilai alkalinitas yang diukur (mg/l CaCO_3). Nilai dari perhitungan ini mengestimasi konsentrasi CO_2 (mg/l) (Wurts dan Durborow, 1992).

Sebagai contoh :

pH = 8,0 dan suhu = 30° C serta total alkalinitas 100 mg/l , *factor corresponding* = 0,019 dari Table 6.2, Kemudian mengalikan *factor corresponding* ini dengan alkalinitas (100 mg/l). Hasil perhitungannya memberikan angka estimasi konsentrasi CO_2 di kolam sebagai berikut :

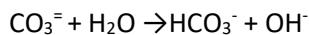
$$\text{Konsentrasi CO}_2 = 0,019 \times 100 \text{ mg/L} = 1,9 \text{ mg/l CO}_2$$

Pengukuran pH secara langsung dalam 30 menit terhadap sampel air dibutuhkan untuk meminimalkan kesalahan ketika menggunakan metode ini. Karena beberapa sumber kesalahan dapat terjadi pada metode ini.

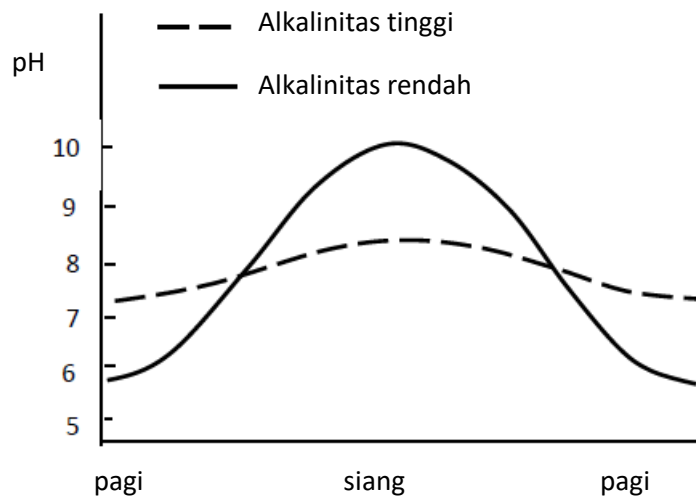
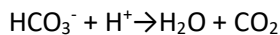
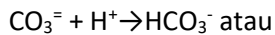
Tabel 6.2 *Factor corresponding untuk menghitung konsentrasi CO_2 berdasarkan pH, temperatur, dan alkalinitas (Tucker, 1984)*

pH	Temperatur (°C)						
	5	10	15	20	25	30	35
6,0	2,915	2,539	2,315	2,112	1,970	1,882	1,839
6,2	1,839	1,602	1,460	1,333	1,244	1,187	1,160
6,4	1,160	1,010	0,921	0,841	0,784	0,749	0,732
6,6	0,732	0,637	0,582	0,531	0,495	0,473	0,462
6,8	0,462	0,402	0,367	0,335	0,313	0,298	0,291
7,0	0,291	0,254	0,232	0,211	0,197	0,188	0,184
7,2	0,184	0,160	0,146	0,133	0,124	0,119	0,116
7,4	0,116	0,101	0,092	0,084	0,078	0,075	0,073
7,6	0,073	0,064	0,058	0,053	0,050	0,047	0,046
7,8	0,046	0,040	0,037	0,034	0,031	0,030	0,030
8,0	0,029	0,025	0,023	0,021	0,020	0,019	0,018
8,2	0,018	0,016	0,015	0,013	0,012	0,012	0,011
8,4	0,012	0,010	0,009	0,008	0,008	0,008	0,007

Alkalinitas dapat mempengaruhi flutuasi pH perairan. Fluktuasi pH perairan lebih kecil pada perairan yang mengandung alkalinitas tinggi dibandingkan dengan alkalinitas rendah (Gambar 6.2). Basa yang berasosiasi dengan alkalinitas bereaksi dan menetralkan asam. Karbonat dan bikarbonat dapat bereaksi dengan asam dan basa dan menyangga perubahan pH (Boyd, 1990). Pada air dengan alkalinitas rendah, pH dapat mencapai konsentrasi rendah yang berbahaya (CO_2 dan H_2CO_3 dari respirasi) atau pH tinggi (Fotosintesis yang tinggi). Alkalinitas dapat meningkatkan produktivitas fitoplankton dengan meningkatkan ketersediaan nutrisi (konsentrasi fosfat yang larut). Alkalinitas 20 mg/l atau lebih akan menangkap CO_2 dan meningkatkan konsentrasi yang tersedia untuk fotosintesis (Wurts dan Masser, 2013). Karena fitoplankton menggunakan CO_2 dalam fotosintesis, pH air kolam akan naik karena asam karbonat digunakan. Fitoplankton dan tanaman lainnya dapat mengkombinasikan HCO_3^- sebagai sumber CO_2 untuk fotosintesis dengan melepaskan karbonat (Wurts dan Durborow, 1992), seperti reaksi dibawah ini :



Reaksi ini menyebabkan pH perairan tinggi karena mengikat ion hidrogen (H^+) :



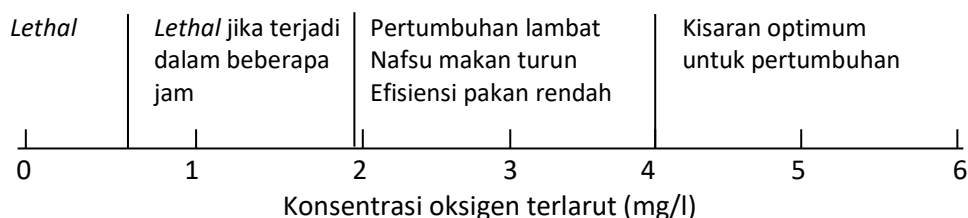
Gambar 6.2 Fluktuasi pH Kolam ikan dengan alkalinitas yang berbeda

Pelepasan karbonat yang dirubah dari bikarbonat oleh plankton dapat menaikkan pH secara drastis (di atas 9) selama periode fotosintesis yang cepat oleh fitoplankton yang *blooming*. Kenaikkan pH ini dapat terjadi pada air dengan alkalinitas rendah (20-50 mg/l) atau air dengan alkalinitas tinggi (75-

200 mg/l) yang mempunyai *hardness* lebih kecil dari 25 mg/l. Alkalinitas bikarbonat yang tinggi di air dihasilkan oleh sodium dan potassium karbonat yang lebih larut dari pada kalsium dan magnesium karbonat yang menyebabkan *hardness*. Jika kalsium, magnesium dan karbonat ada ketika pH lebih besar dari 8,3, maka akan terbentuk kapur (Wurts dan Masser, 2013).

6.2 Lodos (*Low Dissolved Oxygen Syndrome*)

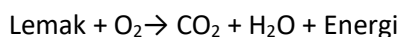
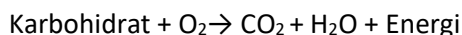
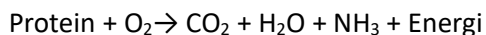
Konsentrasi oksigen terlarut yang kritis (< 3ppm) di kolam biasanya berkaitan dengan kondisi buruk variabel kualitas lainnya seperti kepadatan plankton, konsentrasi CO₂ yang tinggi, dan akumulasi bahan organik. Kondisi seperti ini disebut dengan *low dissolved oxygen syndrome* (Lodos) atau gejala kadar oksigen terlarut yang rendah. Kualitas air seperti ini merupakan faktor yang sangat penting dalam pemeliharaan udang di tambak yang paling sulit diramalkan dan dikelola. Sebagian besar kematian ikan atau udang, terjangkitnya penyakit, pertumbuhan yang buruk, efisiensi pakan yang rendah, turunnya nafsu makan, dan masalah-masalah yang lainnya secara langsung maupun tidak langsung terkait dengan kondisi ini. Berikut ini adalah kisaran konsentrasi O₂ dan pengaruhnya terhadap udang (Gambar 6.3):



Gambar 6.3 Efek konsentrasi oksigen terlarut terhadap udang

6.2.1 Oksigen dan metabolisme

Nutrien penghasil energi, terdiri dari unit-unit kimiawi yang kompleks seperti karbohidrat, lemak dan protein. Hasil sisa makanan merupakan zat-zat sederhana seperti karbondioksida dan air, yang secara sederhana dapat digambarkan sebagai berikut (Affandi dan Tang, 2002) :



Jumlah dari perubahan-perubahan yang dialami zat makanan dalam konversinya sampai kepada hasil sisa disebut dengan *metabolisme*. Metabolisme biasa diartikan juga sebagai perubahan-perubahan yang terjadi pada zat makanan yang telah diserap dan yang ada kaitannya dalam perombakan jaringan-jaringan tubuh.

Menurut Affandi dan Tang (2002), melalui proses oksidasi, zat makanan karbohidrat, protein, dan lemak dari susunan kompleksnya akan dipecah ke dalam bentuk yang sederhana sehingga akan dibebaskan karbon oksida dan diproduksi *adenosin triphosphat* (ATP) yang merupakan cadangan energi. Makanan yang dikonsumsi, pertama kali akan mengalami pencernaan (digesti) enzimatik. Selama di dalam proses, komponen-komponen makanan yang bervariasi akan dihidrolisa ke dalam satuan-satuan dasarnya. Karbohidrat akan dipecah menjadi monosakarida, lemak menjadi gliserol dan asam lemak sedang protein dirubah kedalam asam amino-asam amino. Proses ini berlangsung di dalam saluran pencernaan. Hasil pencernaan melalui dinding usus akan masuk ke dalam darah untuk didistribusikan ke dalam sel-sel tubuh. Hal ini disebut sebagai absorpsi zat makanan. Semua proses perubahan atau pembentukan energi tersebut berlangsung di dalam sel (*cellular respiration*). Proses metabolisme tersebut akan berlangsung dengan baik dan efisiensi pakan akan tinggi apabila tersedia oksigen yang cukup, sehingga konversi pakan bisa ditekan.

6.2.2 Penyebab Lodos

Ada beberapa kejadian yang dapat menyebabkan terjadinya gejala kadar oksigen rendah, antara lain:

1. Kematian plankton (*die off*)

Plankton dapat mengalami kematian mendadak secara massal (*die off*). Pada kondisi ini konsentrasi oksigen terlarut akan mengalami penurunan yang drastis (*depletion*), apalagi jika terjadi pada waktu malam hari dimana terjadi proses penurunan *dissolved oxygen* (DO) dalam kolam (Boyd, 1990). Kondisi ini dapat terjadi apabila terjadi *blooming plankton* yang ditandai dengan rendahnya kecerahan air (<30 cm). Beberapa indikasi kematian plankton secara umum antara lain cepatnya perubahan air menjadi lebih jernih (dalam waktu beberapa jam), kecerahan meningkat drastis diikuti dengan perubahan warna air dari hijau menjadi coklat dan timbul busa di permukaan air. Tindakan korektif biasanya terbatas pada penggantian air dan penambahan aerasi sampai kondisi membaik, biasanya membutuhkan waktu 2-3 hari.

2. *Blooming plankton*

Blooming plankton yang ditandai dengan kecerahan <30 cm akan menyebabkan konsentrasi oksigen mencapai puncaknya pada siang bahkan bisa mencapai *over saturation* dan mencapai titik terendah pada waktu malam sampai pagi hari. Hal ini disebabkan pada waktu malam hari semua organisme air termasuk fitoplankton menggunakan oksigen (untuk respirasi) yang dapat mencapai 60% sampai 80% konsumsi oksigen di kolam (Boyd, 1990).

3. Cuaca berawan

Sinar matahari dan fitoplankton melalui fotosintesis merupakan sumber terjadinya hampir semua oksigen terlarut dalam air tambak. Karena itu cuaca berawan atau hujan satu atau dua hari apalagi

kalau terjadi beberapa hari berturut-turut tanpa sinar matahari akan mengurangi fotosintesis yang berarti munculnya kondisi oksigen terlarut yang rendah (Wurts, 1993).

4. *Overturms*

Overturms atau pembalikan air di kolam yang disebabkan oleh angin atau hujan deras bisa menimbulkan kondisi oksigen terlarut rendah dengan jalan mencampur air berkualitas rendah dari dasar kolam (*anaerob*) dengan air berkualitas baik di permukaan (Wurts, 1993).

5. Dekomposisi bahan organik

Dekomposisi bahan organik oleh bakteri membutuhkan oksigen terlarut sehingga dasar kolam sering dalam kondisi anaerob (Wurts, 1993). Akumulasi limbah yang berlebihan dapat mengakibatkan turunnya oksigen terlarut secara drastis yang biasanya terjadi pada malam atau pagi hari yang bisa menimbulkan oksigen rendah dalam kolam sehingga dapat membahayakan udang yang dipelihara. Di tambak udang semi intensif dan intensif, penggunaan oksigen untuk penguraian bahan organik sering melebihi konsumsi oksigen oleh udang (Boyd, 1990).

6.2.3 Efek Lodos

Meskipun konsentrasi oksigen rendah dalam beberapa kasus belum menyebabkan kematian, tetapi sudah dapat mempengaruhi metabolisme udang serta memperlambat pertumbuhan (Zonneveld *et al.*, 1991). Indikasi kekurangan oksigen secara visual dapat dilihat dengan adanya udang yang berenang di permukaan air, nafsu makan turun sampai yang paling parah timbulnya kematian. Pengaruh konsentrasi oksigen rendah terhadap udang antara lain :

1. pertumbuhan lambat (*slow growth*)
2. mudah terserang penyakit (*susceptible to disease*)
3. nafsu makan turun (*loss of appetite*)
4. udang tidak mampu mengubah pakan menjadi daging secara efisien
5. kematian.

6.2.4 Pencegahan Lodos

Pengelolaan oksigen dapat dilakukan secara biologis maupun mekanis, yaitu :

1. Mengendalikan keberadaan fitoplankton di air kolam agar tidak sampai mengalami *die off* sehingga deposit oksigen dapat dipertahankan. *Die off* fitoplankton dapat dihindari dengan beberapa tindakan antara lain: ganti air secara rutin dan meningkatkan alkalinitas dengan aplikasi kapur terutama dolomit secara rutin.
2. Menghindari *blooming* fitoplankton dengan cara mengendalikan input bahan organik (penurunan *feeding rate*), penggunaan biofilter berupa bakteri yang dapat menyerap nutrisi terutama nitrogen

anorganik seperti bakteri nitrifikasi (*nitrosomonas*, *nitrobacter*) dan bakteri heterotrof seperti *Bacillus* atau menggunakan hewan pemakan plankton seperti ikan nila.

3. Mengurangi *oxygen demand* dengan memperbaiki manajemen dasar kolam misalnya dengan penyiponan secara rutin
4. Memperbaiki manajemen pakan untuk mencegah *over feeding* yang berakibat pada tingginya limbah dan meningkatnya *oxygen demand*.
5. Menurunkan kandungan karbondioksida dalam air dengan perlakuan dolomit atau Kalsium hidroksida.
6. Pengelolaan secara mekanis dapat dilakukan dengan manajemen aerator yang baik yang dapat mencegah timbulnya penurunan oksigen terlarut terutama pada cuaca berawan dan hujan serta pada malam hari.

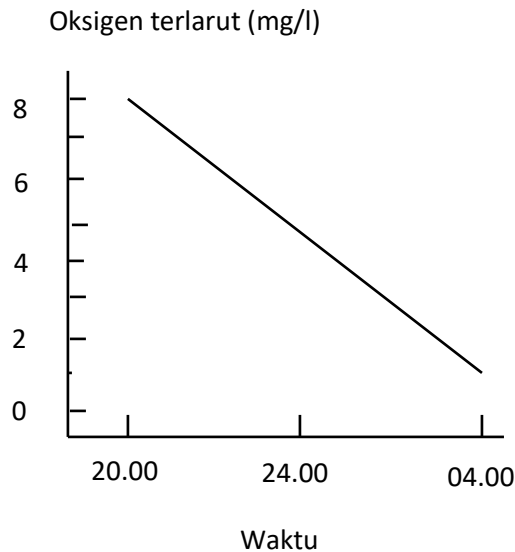
6.2.5 Oksigenasi

Oksigenasi merupakan tindakan untuk meningkatkan kandungan oksigen terlarut dalam kolam budidaya udang. Oksigenasi sangat diperlukan dalam budidaya udang terutama dengan skala intensif. Budidaya udang secara intensif dengan kepadatan penebaran tinggi membutuhkan oksigen terlarut tinggi baik untuk respirasi udang maupun dekomposisi bahan-bahan organik sebagai hasil samping dari proses budidaya (Wurts, 1993). Kepadatan penebaran yang tinggi membutuhkan input pakan yang tinggi pula sehingga limbah yang dihasilkan semakin banyak. Semakin tinggi kandungan limbah organik, semakin banyak pula oksigen yang dibutuhkan oleh bakteri untuk menguraikannya.

Oksigen terlarut dalam tambak pada siang hari dapat tercukupi dari fotosintesis tumbuhan air (fitoplankton), namun pada malam hari karena tidak ada sinar matahari, fitoplankton tidak dapat memproduksi oksigen terlarut sehingga suplainya terhenti. Semua organisme dalam tambak baik udang, bakteri maupun fitoplankton sendiri membutuhkan oksigen terlarut untuk respirasi. Oksigen yang tersedia di kolam ikan berasal dari “simpanan” oksigen yang diproduksi oleh fitoplankton pada siang hari, akibatnya oksigen terlarut akan mengalami penurunan pada malam hari terutama pada dini hari, seperti yang dijelaskan oleh Boyd (1990) pada Gambar 6.4.

Pada tambak tradisional dengan kepadatan udang rendah, kondisi ini tidak banyak mengalami permasalahan karena daya dukung lingkungan dan kebutuhan oksigen masih tercukupi. Lain halnya dengan tambak dengan kepadatan penebaran tinggi dan input pakan yang banyak, daya dukung lingkungan terutama ketersediaan oksigen dalam kolam tidak mencukupi untuk mendukung aktivitas biologis organisme di dalamnya. Kondisi ini (kekurangan oksigen pada malam hari) dapat diperparah jika terjadi *blooming* fitoplankton (kecerahan > 30 cm) yang menyebabkan oksigen pada siang hari mencapai lewat jenuh tetapi akan mengalami penurunan secara drastis pada malam hari. Untuk mencegah terjadinya deplesi oksigen terlarut pada malam hari, tambak budidaya udang yang dikelola secara

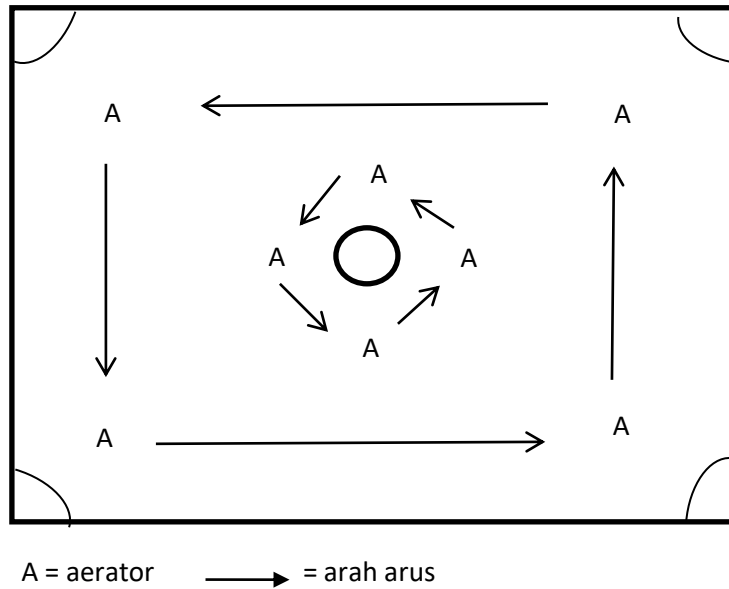
intensif harus dilengkapi dengan aerator sebagai sumber oksigen terutama pada malam hari (Wurts, 1993).



Gambar 6.4 Kandungan oksigen terlarut di tambak pada malam hari (Boyd, 1990)

Aerator mempunyai beberapa fungsi dalam budidaya ikan/udang, antara lain sebagai sumber oksigen terlarut, mencegah stratifikasi variabel kualitas air, seperti oksigen terlarut, pH, plankton, salinitas, dan lain-lainnya, mengatur posisi lumpur/sedimen, memaksimalkan *feeding area*, dan mengurangi daerah tergenang (*stagnant area*). Beberapa penelitian menunjukkan bahwa penambahan aerator telah memberikan pengaruh yang signifikan terhadap peningkatan kandungan oksigen terlarut dalam kolam ikan. Efek pengadukan yang dihasilkan oleh aerator akan menghindari stratifikasi variabel kualitas air. *Blooming blue green algae* menyebabkan stratifikasi oksigen terlarut, suhu, dan plankton dimana *blue green algae* akan naik ke permukaan. Pengadukan air akan mencegah stratifikasi kualitas air dan menghambat dominasi *blue green algae* dalam kolam.

Untuk organisme yang hidup di dasar kolam, seperti udang, posisi lumpur dapat mempengaruhi nafsu makan dan efisiensi pemberian pakan. Semakin besar dasar kolam yang bersih, semakin besar pula daerah yang bisa digunakan untuk penempatan pakan (*feeding area*). Pakan yang masuk ke dalam lumpur akan sulit dimanfaatkan oleh udang sehingga mengurangi efisiensi pemberian pakan. Penempatan (*setting*) posisi aerator sangat menentukan posisi terkumpulnya lumpur di dasar kolam. *Setting* aerator bertujuan untuk memaksimalkan daerah bersih (*clean zone*) dan memperkecil daerah stagnan (*death zone*) serta mempermudah pembuangan limbah (sisa pakan dan feses). Contoh *setting* aerator untuk budidaya udang terdapat pada Gambar 6.5.



Gambar 6.5 Setting aerator pada tambak udang.

Jenis aerator yang dapat diaplikasikan pada budidaya ikan ada beberapa jenis, antara lain: *Paddlewheel* dan *Propeller Aspirator Pump*. *Paddlewheel* (Gambar 28) dan *Propeller aspirator pump* (29) paling banyak digunakan untuk budidaya terutama budidaya udang. *Paddlewheel* atau sering disebut kincir air mempunyai kapasitas menghasilkan oksigen terlarut dalam air sebanyak 2-2,5 kg O_2 /HP/jam (Boyd dan Ahmad, 1987), sementara *Propeller aspirator pump* mampu menghasilkan 0,95-1,4 kg O_2 /HP/jam.



Gambar 6.6 Paddlewheel



Gambar 6.7 Propeller aspirator pump

Secara praktis, penentuan jumlah aerator yang dibutuhkan dapat ditentukan berdasarkan jumlah pakan per hari yang dimasukkan ke dalam kolam, yaitu setiap 8-10 kg pakan per hari membutuhkan 1 HP (*horse power*) aerator atau berdasarkan biomasa yang ada dalam kolam seperti yang terdapat pada Tabel 6.3.

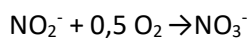
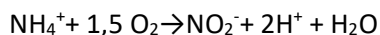
Tabel 6.3 Kebutuhan aerator berdasarkan biomasa udang.

Kepadatan udang (ekor/m ²)	Biomasa (kg)	Aerator (HP)
50	5.000	10
60	6.000	12
70	7.000	14
80	8.000	16
90	9.000	18
100	10.000	20

6.3 Nitrifikasi dan Denitrifikasi

6.3.1 Nitrifikasi

Nitrifikasi adalah proses biologis yang akan mengoksidasi ion amonium menjadi bentuk nitrit atau nitrat. Secara umum, reaksi nitrifikasi adalah sebagai berikut (Boyd, 1990) :



Pada reaksi pertama dibantu oleh *ammonia oxidizing bacteria* (AOB) seperti *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrospira*, *nistrosolobus*, dan *Nitrosovibrio*, sedangkan pada reaksi kedua dibantu oleh *nitrite oxidizing bacteria* (NOB) seperti *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *Nitrospira*, dan *Nitrospina* (Ebeling *et al.*, 2006). Bakteri nitrifikasi termasuk bakteri *chemoautotroph* karena menggunakan NH_4^+ dan NO_2^- sebagai sumber energi dan CO_2 sebagai sumber karbon dan termasuk bakteri aerob karena menggunakan oksigen untuk tumbuh (Hagopian dan Riley, 1998).

Nitrifikasi dipengaruhi oleh beberapa faktor, antara lain :

1. Konsentrasi bakteri nitrifikasi

Bakteri nitrifikasi yang dikenal dan paling penting adalah *Nitrosomonas* yang mengoksidasi amonia menjadi nitrit dan *Nitrobacter* yang mengoksidasi nitrit menjadi nitrat. Proses nitrifikasi akan berjalan cepat apabila konsentrasi bakteri nitrifikasi cukup tinggi.

2. Oksigen terlarut

Bakteri nitrifikasi adalah bakteri aerobik, oleh karena itu ketersediaan oksigen terlarut sangat dibutuhkan untuk menunjang kehidupannya (Hagopian dan Riley, 1998). Pada proses penguraian amoniak menjadi nitrat maka untuk setiap 2 mg nitrogen dari amonia membutuhkan 4,37 mg oksigen untuk proses oksidasinya (Boyd, 1990). Bila limbah mengandung kadar amonia yang sangat tinggi maka proses oksidasi tidak akan berlangsung apabila ketersediaan oksigen terbatas.

3. Suhu

Nitrifikasi dapat berlangsung dengan baik pada suhu 25-35°C (Boyd, 1990). Bakteri nitrifikasi tergolong mikroba mesofilik. Nitrifikasi yang dilakukan pada suhu yang lebih rendah dari suhu optimumnya maka akan menyebabkan laju pertumbuhan mikroba lambat dan berakibat pada peningkatan waktu retensinya. Pada kondisi tersebut nitrifikasi tetap berlangsung walaupun membutuhkan waktu yang lebih lama.

4. pH

Pada umumnya bakteri nitrifikasi mempunyai pH pertumbuhan optimum pada rentangan basa dan pH optimum untuk proses nitrifikasi adalah: 7,5 – 8,5 (Boyd, 2007). Pada pH rendah (pH 5,0-5,5), proses nitrifikasi masih dapat berlangsung dengan baik asalkan alkalinitas cukup tinggi.

5. Alkalinitas

Selama proses nitrifikasi akan dihasilkan ion hidrogen yang akan menyebabkan penurunan pH. Alkalinitas dibutuhkan untuk menahan (*buffer*) penurunan pH ini sehingga proses nitrifikasi tetap berlangsung dengan baik. Secara teoritis, untuk membentuk 1 gram nitrat dibutuhkan 7,1 gram molekul alkalinitas setara dengan CaCO_3 (Ebeling *et al.*, 2006; Boyd, 2007).

6. Substrat

Bakteri nitrifikasi membutuhkan substrat sebagai tempat untuk menempel dan berkembang. Adanya substrat sangat menunjang kelangsungan dan perkembangan bakteri ini. Konsentrasi amonia dan nitrat serta rasio C:N media mempengaruhi tingkat nitrifikasi (Timmons *et al.*, 2002).

Nitrifikasi membutuhkan oksigen terlarut dan menyebabkan penurunan pH karena mengeluarkan ion hidrogen. Sumber utama nitrogen dalam budidaya ikan adalah pakan. Kebutuhan kalsium karbonat dalam menetralkan *potential acidity* yang dihasilkan dari pakan dapat dihitung berdasarkan persamaan :

Kebutuhan CaCO_3 (kg) = input pakan (kg) x kandungan protein pakan x 0,01285.

Selain dari pakan, nitrogen dalam kolam ikan berasal dari pupuk nitrogen. *Potential acidity* yang dihasilkan dari pemupukan terdapat pada Tabel 6.4.

Tabel 6.4 Kandungan nitrogen dan potential acidity beberapa jenis pupuk

No	Jenis pupuk	Kandungan nitrogen (%)	Potential acidity (kg CaCO ₃ /100 kg pupuk)
1	Urea	45	161
2	Amonium nitrat	34	118
3	Amonium sulfat	20	151
4	Diamonium polyphosphat	18	97
5	Amonium polyphosphat	13	72
6	Monoamonium polyphosphat	11	79

6.3.2 Denitrifikasi

Denitrifikasi adalah proses reduksi nitrat dan nitrit, dimana nitrat dan nitrit digunakan sebagai terminal hidrogen pada saat potensial oksigen rendah. Proses denitrifikasi ditentukan oleh beberapa faktor, yaitu:

1. Konsentrasi bakteri denitrifikasi

Proses denitrifikasi dapat berjalan dengan baik apabila didukung dengan konsentrasi bakteri denitrifikasi yang cukup tinggi. Beberapa bakteri denitrifikasi antara lain : *Micrococcus*, *Pseudomonas*, *Denitro-bacillus*, *Spirillum*, dan *Achromobacter*.

2. Bahan organik

Pada proses denitrifikasi dibutuhkan bahan organik sebagai sumber karbon. Oleh karena itu bakteri denitrifikasi ini termasuk bakteri *heterotroph*.

3. Oksigen terlarut (*dissolved oxygen/DO*)

Bakteri denitrifikasi termasuk bakteri fakultatif yang dapat hidup baik dengan sedikit atau tanpa oksigen. DO maksimal yang dikehendaki bakteri denitrifikasi adalah 0,2 mg/l, lebih dari ini bakteri denitrifikasi akan terhambat.

4. pH

Proses denitrifikasi akan berlangsung dengan baik pada pH sekitar 7-8. Akan tetapi tidak dijumpai korelasi antara pH dengan parameter denitrifikasi yang lain. Mikroba yang berperan pada proses denitrifikasi biasanya dapat beradaptasi pada kisaran pH yang luas (5,0-9,5).

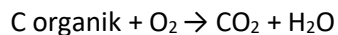
5. Suhu

Suhu akan mempengaruhi waktu retensi minimum. Waktu retensi minimum untuk proses denitrifikasi adalah 12 jam pada suhu 20 – 30°C dan selama 2 hari (24 jam) pada suhu 10°C.

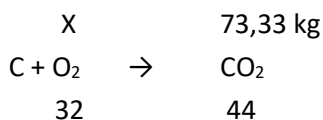
6.4 Sedimentasi

Sedimentasi dalam kolam budidaya dapat disebabkan oleh beberapa hal antara lain: erosi dari tanggul, partikel tersuspensi yang dibawa oleh air, tumbuhan dan ikan yang mati, dan kotoran ikan serta sisa pakan yang tidak termakan oleh ikan. Sedimen mempunyai efek negatif, antara lain mengurangi volume kolam, sumber senyawa beracun, meningkatkan kebutuhan oksigen (*oxygen demand*), dan mempengaruhi kualitas air dan produktivitas tambak (Boyd, 1995, Davis *et al.*, 2006). Kondisi anaerobik di dasar kolam dapat menyebabkan munculnya senyawa beracun seperti NH_3 , NO_2 , dan H_2S (Boyd *et al.*, 2002). Oksidasi H_2S membutuhkan banyak oksigen terlarut yang dapat memperburuk kondisi dasar kolam. Sedimentasi dapat diminimalisir dengan kontrol pakan dan pengecekan dasar kolam dan pembuangan secara rutin serta aplikasi bakteri pengurai.

Bakteri heterotrof sangat berperan dalam proses penguraian bahan organik dalam kolam ikan. Dekomposisi bahan organik tersebut membutuhkan oksigen terlarut melalui respirasi bakteri. Kebutuhan oksigen untuk menguraikan bahan organik dapat dihitung berdasarkan kandungan karbon organik sedimen dan reaksi respirasi bakteri (Boyd, 1990). Misalkan 50 kg bahan organik mengandung 40% karbon yang akan diuraikan, maka dalam bahan organik tersebut mengandung : $50\text{kg} \times 40\% = 20\text{ kg}$ karbon. Reaksi tersebut dapat digambarkan sebagai berikut (Boyd, 1990):



- 20 kg C organik dalam 50 kg bahan organik tersebut akan menghasilkan 20 kg C dalam CO_2 .
- $\text{CO}_2 : \text{C} = 44 : 12$ (BM $\text{CO}_2 = 44$, BA C = 12)
 \downarrow
 20
- CO_2 yang terbentuk = $20 \times 44/12 = 73,33\text{ kg}$
- Kebutuhan oksigen :



$$\begin{aligned} x &= 73,35 \times 32/44 \\ &= 53,33\text{ kg oksigen} \end{aligned}$$

Jadi bakteri membutuhkan 53,33 kg oksigen untuk menguraikan 50 kg bahan organik yang mengandung 40% karbon. Dari perhitungan tersebut dapat disimpulkan bahwa setiap 1 kg C organik membutuhkan 2,67 kg oksigen untuk menghasilkan karbondioksida.

Selain dekomposisi oleh bakteri, sedimen berupa bahan organik maupun anorganik dapat diatasi dengan melakukan penyiponan secara rutin dan pembuangan bersama air melalui saluran tengah kolam (*central drain*).

6.5 Fitoplankton

6.5.1 Blooming Fitoplankton

Fenomena yang sering terjadi dalam tambak udang dan menjadi masalah yang serius adalah *blooming* fitoplankton. Budidaya udang dengan sistem semi intensif dan intensif menimbulkan efek negatif berupa limbah organik dan anorganik yang mengendap di dasar kolam ataupun terlarut dalam air. Kandungan protein yang tinggi pada pakan (>30%) menghasilkan amonia dalam jumlah yang besar. Tingginya kandungan amonia ini akan memicu pertumbuhan fitoplankton diluar kendali (*blooming*). Menurut *World Health Organization* (WHO), fitoplankton dianggap *blooming* bila kepadatannya mencapai 100.000 sel/ml, jika diukur kecerahan air dengan menggunakan *secchi disk* kurang dari 30 cm (Stone and Daniels, 2014). Kecerahan kurang dari 20 cm mengindikasikan kepadatan fitoplankton sudah mencapai tingkatan yang berbahaya bagi ikan.

Blooming fitoplankton menyebabkan kandungan oksigen terlarut perairan menjadi tinggi melebihi saturasi pada waktu siang hari (Brunson *et al.*, 1994). Oksigen terlarut yang dihasilkan oleh fitoplankton melalui proses fotosintesis akan dimanfaatkan kembali oleh semua organisme dalam kolam seperti ikan, bakteri, zooplankton, maupun fitoplankton melalui proses respirasi. Semakin padat populasi fitoplankton semakin besar pula oksigen yang digunakan untuk proses respirasi pada malam hari sehingga akan mengakibatkan penurunan oksigen secara drastis (*depletion*) terutama pada dini hari. Penurunan kandungan oksigen terlarut dalam kolam yang diikuti dengan meningkatnya kandungan karbondioksida sebagai akibat dari hasil akhir respirasi menyebabkan ikan mengalami stres bahkan dapat menimbulkan kematian. Menurut Brunson *et al.* (1999), selain menyebabkan penurunan oksigen secara drastis pada dini hari, *blooming* fitoplankton juga dapat menyebabkan kenaikan pH pada siang hari yang memicu meningkatnya konsentrasi NH_3 . *Blooming* fitoplankton juga mendorong munculnya kematian masal *die off* yang membahayakan udang.

Pertumbuhan fitoplankton dipengaruhi oleh suhu air, cahaya matahari, pH, kecerahan, dan konsentrasi nutrien (Boyd, 2007). Pencegahan terhadap *blooming* fitoplankton ini dapat dilakukan dengan beberapa tindakan, antara lain :

- Mengurangi input pakan (*feeding rate*) baik dengan menurunkan kepadatan penebaran, memperbaiki manajemen pakan, maupun penggunaan pakan yang berkualitas. Hal ini bertujuan untuk mengurangi limbah baik karena sisa pakan maupun feses ikan yang banyak mengandung amonia.

- Menggunakan filter biologi untuk menyerap amonia yang dihasilkan, baik dengan menggunakan bakteri nitrifikasi dan tanaman air maupun dengan menggunakan pemangsa fitoplankton seperti ikan nila dan kerang hijau.
- Aplikasi molase atau sumber karbon lainnya untuk merangsang pertumbuhan bakteri heterotrof dengan menggunakan amonia sebagai sumber nitrogen anorganik untuk membentuk protein pada bakteri.
- Menggunakan “*shading*” untuk mengurangi penetrasi sinar matahari ke dalam kolam, seperti fermentasi saponin.
- Penggantian air secara rutin untuk menjaga kecerahan air sekitar 30-60 cm.

6.5.2 Die Off Fitoplankton

Die off fitoplankton adalah kematian secara masal fitoplankton yang terjadi dalam kolam budidaya udang. *Die off* diawali dengan kepadatan fitoplankton yang tinggi kemudian diikuti dengan kematian secara masal. *Die off* ditandai dengan adanya perubahan warna air dari hijau tua/ pekat menjadi hijau muda atau coklat muda dan penurunan tingkat kekeruhan dan oksigen terlarut. Fenomena ini sangat berbahaya bagi ikan, terlebih bagi udang yang sangat sensitif terhadap oksigen rendah. Dalam kondisi normal, sel fitoplankton yang mati akan diuraikan oleh bakteri dan mengalami mineralisasi. Nutrien yang dihasilkan akan digunakan kembali oleh fitoplankton atau bakteri. Namun ketika terjadi *blooming* dan mengalami kematian masal, algae yang masih hidup dan bakteri mengalami stres lingkungan sehingga tidak dapat memanfaatkan nutrien tersebut. Kondisi ini akan memperburuk kualitas air dengan meningkatnya kandungan amonia dan penurunan oksigen terlarut (Brunson *et al.*, 1994) yang dapat menyebabkan kematian udang.

Penyebab *die off* fitoplankton dalam ekosistem kolam sangat kompleks karena keterkaitannya dengan beberapa variabel kualitas air lainnya baik fisika maupun kimia. Ada beberapa dugaan yang menyebabkan munculnya *die off* fitoplankton dalam tambak udang antara lain: keterbatasan nutrien terutama nutrien primer seperti nitrogen, fosfor, dan kalium, tidak adanya regenerasi fitoplankton, dan oksigen terlarut rendah. Keterbatasan nutrien primer terjadi ketika fitoplankton *blooming* (kekeruhan fitoplankton <20cm). Kebutuhan nutrien semakin tinggi dengan meningkatnya kepadatan fitoplankton sementara input nutrien baik dari pakan dan pupuk tidak mencukupi sehingga menimbulkan kematian fitoplankton secara masal.

Keterbatasan oksigen terlarut pada malam hari akibat *blooming* fitoplankton mengakibatkan persaingan organisme dalam kolam untuk memperoleh oksigen. Fitoplankton akan mengalami kekurangan oksigen terlarut untuk respirasi yang dapat menyebabkan kematian fitoplankton. Regenerasi fitoplankton yang lambat terjadi akibat keterbatasan nutrien dan goncangan kualitas air lainnya seperti suhu dan salinitas.

Beberapa metode untuk mencegah *die off* fitoplankton yang dapat diaplikasikan dalam tambak udang antara lain menjaga kepadatan plankton (30-60 cm), ganti air (*water exchange*) secara rutin, aerasi untuk menjaga kandungan oksigen terlarut >4 mg/l dan menghindari stratifikasi kualitas air, serta pemupukan baik nitrogen maupun fosfor.

6.5.3 Harmful Algal Blooms

Fitoplankton berperan penting dalam mendukung kesuburan tambak udang. Fitoplankton merupakan pakan alami baik bagi zooplankton maupun ikan secara langsung terutama pada fase larva/udang kecil meskipun pada budidaya dengan sistem intensif yang mengandalkan pakan buatan. Namun demikian tidak semua jenis fitoplankton bermanfaat dalam budidaya udang bahkan ada yang merugikan. Fenomena berkembangnya fitoplankton yang merugikan yang dapat menyebabkan keracunan pada udang disebut dengan *harmful algal blooms* (HABs). Alga tersebut menyebabkan masalah yang serius pada budidaya udang karena dapat menimbulkan *off flavor*, mempengaruhi kualitas air, serta beracun bagi ikan/udang (Rodgers., 2008). Beberapa jenis fitoplankton yang berbahaya bagi ikan dan sering muncul dalam tambak adalah *Blue green algae*, *Euglena*, dan Dinoflagellata.

Blue Green Algae

Blue green algae (BGA) atau disebut juga dengan Cyanobacteria jika mendominasi perairan akan menyebabkan terjadinya fluktuasi oksigen terlarut dan menghasilkan senyawa beracun serta menimbulkan penyimpangan bau dan rasa pada ikan/udang (*off flavor*). *Off flavor* tersebut disebabkan oleh geosmin dan methylisoborneol (MIB) yang disintesis oleh *blue green algae* (Boyd, 1990, Brunson *et al.*, 1994). Beberapa jenis *blue green algae* tersebut antara lain : *Oscillatoria*, *Anabaena*, *Microcystis*, *Lyngbia*, dan *aphanizomenom*. Beberapa *blue green algae* juga mampu memproduksi senyawa beracun yang dapat membunuh ikan dan udang seperti *Anabaena* dan *Microcystis* (Rodgers, 2008).

Blue green algae sering naik ke permukaan dan membentuk busa, mampu menyerap panas sehingga suhu permukaan air meningkat serta menutupi permukaan air. Bagian atas berwarna mengkilat dan bagian bawah permukaan air bening (Gambar 30), terjadi stratifikasi oksigen terlarut, serta mudah mengalami kematian masal (*die off*) bila terjadi *blooming*. *Blue green algae* mampu mengeluarkan senyawa (*allelochemicals*) yang dapat menghambat pertumbuhan fitoplankton jenis lainnya sehingga sering mendominasi perairan (Rodgers, 2008). *Blue green algae* mampu mengikat nitrogen langsung dari udara sehingga mampu berkembang di perairan yang miskin nitrogen.

Faktor-faktor yang mendorong pertumbuhan *blue green algae* antara lain salinitas (Sunda *et al.*, 2006), konsentrasi nutrisi (rasio N:P), dan pH tinggi (Boyd, 2009). *Blue green algae* tumbuh baik pada perairan dengan salinitas rendah, dibawah 10 ppt. Rasio N:P rendah (<10) *blue green algae* masih bisa tumbuh dengan baik, sementara diatom dan Chlorophyta terhambat. Nilai pH lebih dari 8,3 akan

mendorong pertumbuhan *blue green algae* karena alga tersebut lebih toleran pada kondisi bahan organik rendah dan konsentrasi karbondioksida rendah. Tambak udang dengan input pakan yang tinggi dan kandungan karbondioksida rendah merupakan ekosistem yang cocok bagi *blue green algae* (Boyd, 2009)

Beberapa metode telah digunakan untuk mengatasi *bloomimg blue green algae*. Beberapa algasida seperti *Cuprisulfat* (CuSO_4), simazine, dan potasium ricinoleate. Cuprisulfat dengan konsentrasi 2,0 mg/l mampu membunuh 53% *blue green algae* (Boyd, 1990). Namun penggunaan bahan-bahan kimia tersebut menyebabkan penurunan oksigen terlarut dan menimbulkan stres bagi udang (Rodgers, 2008). Disamping itu penggunaan bahan kimia hanya bertahan beberapa minggu kemudian muncul lagi karena kondisi lingkungan mendukung pertumbuhan fitoplankton tersebut (Brunson *et al.*, 1994). Penggunaan molase untuk meningkatkan aktivitas bakteri disarankan oleh Boyd (1990) dan Avnimelech (2009). Aktivitas bakteri heterotrof dapat meingkatkan kandungan karbondioksida naik sehingga pH turun yang dapat menghambat pertumbuhan *blue green algae* (Brunson *et al.*, 1994). Rodgers (2008) menyarankan treatmen tanpa bahan kimia, yaitu (1) pencampuran air dan aerasi, (2) meningkatkan volume pergantian air, dan (3) mengurangi input nutrisi ke dalam kolam.



Gambar 6.8 *Blue green algae*

Dinoflagellata

Dinoflagellata berukuran antara 7 μ sampai 2 mm, mempunyai dua flagel, hidup di air laut, payau dan tawar. *Noctiluca* merupakan jenis dinoflagellata yang berukuran paling besar. Beberapa spesies mampu menghasilkan cahaya (*bioluminescence*) dan *neurotoxin*. Pada waktu gelap, dinoflagellata mengeluarkan cahaya biru cerah (*luminescence*) sebagai reaksi adanya gerakan dalam air. Mekanisme ini dipengaruhi oleh aktivitas enzim (*luciferases*) atas *luminescent* (*luciferins*) dan membutuhkan oksigen (Behera, 2014). Jika terjadi *blooming* dapat menyebabkan warna air menjadi merah atau sering disebut dengan *red tide* (pasang merah). Beberapa jenis dinoflagellata yang berbahaya antara lain *Gonyaulax polygramma* menyebabkan penurunan oksigen, *Dinophysis acuta* menyebabkan *diarrhetic shellfish poisoning* (DSP), *Alexandrium acatenella* menyebabkan *paralytic shellfish poisoning* (PSP), dan *Gymnodinium mikimotoi* menyebabkan kerusakan insang pada udang.

Blooming dinoflagellata dapat menyebabkan kerusakan pada udang karena toksin yang dikeluarkan. Udang mengalami kematian karena sel alga tersebut terperangkap dalam insang sehingga mengganggu proses respirasi. Oksigen terlaui dalam perairan akan mengalami penurunan yang dapat meningkatkan konsentrasi senyawa beracun seperti amoniak dan H_2S . Fluktuasi pH meningkatkan patogen dalam kolam sehingga meningkatkan peluang terjadinya penyakit pada udang (Behera, 2014).

Prymnesium

Alga lain yang menghasilkan toksin bagi ikan adalah *Prymnesium* (Boyd, 2009). *Blooming Prymnesium* terutama *P. parvum* dapat menyebabkan kematian ikan. *P. parvum* sering disebut dengan alga emas, berukuran sangat kecil ($< 10\mu$), dan mengandung klorofil *a* dan *c* yang memungkinkan bisa melakukan fotosintesis (Rodgers 2008). *Prymnesium* mampu menghasilkan beberapa toksin, antara lain : *ichthyotoxin* , *cytotoxin*, dan *hemolysin* (Ulitzer, 1973). *Hemolysin* merupakan protein yang dapat merusak sel darah merah. *Ichthyotoxin* mempengaruhi insang ikan dalam proses pernapasan dan menyebabkan insang kehilangan *selective permeabilty* sehingga tidak dapat menyaring toksin yang ada di air (Shilo, 1967). *Prymnesium parvum* menyebabkan warna air menjadi kuning coklat dan berbusa jika diaerasi, nafsu makan ikan turun, pertumbuhan terhambat, dan timbul kematian. Penanganan alga ini dapat dilakukan dengan treatmen 2-4 mg/l potasium permanganat (Boyd, 2009).

BAB 7

APLIKASI BAHAN KIMIA DALAM BUDIDAYA UDANG

Bahan kimia dalam akuakultur kadang harus diaplikasikan ke dalam tambak, kadang juga merupakan alternatif terakhir untuk menanggulangi permasalahan yang muncul selama proses pemeliharaan udang. Pemahaman terhadap karakteristik bahan kimia baik kandungan aktif, residu, maupun sifat khusus lainnya mutlak dilakukan untuk menentukan tujuan, dosis dan metode aplikasinya.

7.1 Prinsip Aplikasi

Aplikasi bahan kimia dibutuhkan dalam budidaya perairan dengan kondisi tertentu sesuai kebutuhan. Dalam aplikasi bahan kimia ada beberapa hal yang harus diperhatikan agar perlakuan tersebut efektif sesuai dengan sasaran yang dikehendakiantara lain (Boyd, 1990) : target (sasaran), volume air, jenis bahan kimia, sifat bahan kimia, bahan aktif, konsentrasi, metode aplikasi, kondisi ikan/udang, kondisi kolam, cuaca, dan tindakan antisipasi.

Aplikasi bahan kimia mempunyai tujuan dan sasaran tertentu yang hendak dicapai, misalnya membunuh karier, mengurangi densitas plankton, menekan patogen, merangsang molting, memperbaiki kualitas air, dan lain sebagainya. Berdasarkan sasaran yang hendak dicapai dapat ditentukan jenis bahan kimia, konsentrasi, dan metode aplikasinya.

Volume air menentukan berapa banyak bahan kimia yang dibutuhkan sesuai dengan konsentrasi yang dikehendaki. Volume kolam dapat dihitung dengan persamaan :

$$V = P \times L \times T$$

V = volume air

L = lebar kolam

P = panjang kolam

T = kedalaman air rata-rata

Bahan kimia yang digunakan dalam budidaya perairan bermacam-macam sesuai dengan tujuan aplikasi. Bahan kimia yang sering digunakan dalam budidaya udang antara lain : pupuk, kapur, formalin, peroksida, kalium permanganat, sodium bikarbonat, saponin, dan kuprisulfat. Sifat bahan kimia harus dipahami sebelum melakukan aplikasi agar efektif dan menghindari timbulnya dampak negatif pada udang yang dipelihara. Beberapa sifat bahan kimia yang perlu diketahui antara lain : kelarutan dalam air, reaksi dalam air, kontra indikasi, faktor penghambat, dan faktor pendukung efektivitas perlakuan.

Bahan aktif dan kandungannya dalam bahan kimia harus diketahui agar sesuai target dan konsentrasi yang diaplikasikan tepat. Contoh bahan aktif yang ada pada bahan kimia adalah klor yang terdapat pada kaporit dengan kandungan 60% serta *formaldehyde* yang terdapat pada formalin dengan kandungan 37%. Konsentrasi yang dibutuhkan masing-masing bahan kimia serta tujuan yang digunakan berbeda-beda. Kaporit dengan konsentrasi 20-30 mg/l digunakan untuk sterilisasi air, sedangkan konsentrasi 5 mg/l digunakan untuk *partial dropping plankton*. Konsentrasi batas aman (*safety level*) harus diketahui untuk menghindari dampak buruk bagi udang.

Metode aplikasi harus dipilih yang paling efektif dan efisien berdasarkan target, sifat bahan kimia, peralatan dan tenaga pelaksana. Kondisi ikan atau udang sebelum aplikasi harus diperhatikan, misalnya umur, kepadatan, molting bagi udang, dan sebagainya. Demikian juga dengan kondisi tambak, limbah organik yang menumpuk di dasar tambak serta yang tersuspensi dalam air dapat mengganggu efektivitas bahan kimia yang diaplikasikan. Limbah organik yang ada di dasar tambak hendaknya disipon terlebih dahulu sebelum aplikasi bahan kimia.

Beberapa bahan kimia mensyaratkan cuaca yang cerah untuk mendukung efektivitasnya. Aplikasi klorin dan pemupukan anorganik seperti urea hendaknya dilakukan pada cuaca cerah untuk menjaga efektivitasnya dan menghindari penurunan oksigen secara drastis. Penebaran pupuk fosfor dilakukan sedikit demi sedikit dalam bentuk cair karena dapat terikat oleh tanah. Tindakan antisipasi diperlukan untuk menghindari hal-hal yang tidak diinginkan terjadi setelah aplikasi bahan kimia. Salah satu contoh menyediakan air yang cukup untuk mengantisipasi jika diperlukan pergantian air yang banyak.

7.2 Oksidator

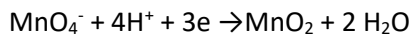
7.2.1 Potasium permanganat (KMnO_4)

Potasium permanganat mengoksidasi bahan organik dan anorganik dan mampu membunuh bakteri (Boyd, 1990), sehingga mampu menurunkan tingkat konsumsi oksigen secara kimia maupun biologi (Wilkinson, 2002). Perlakuan ini juga mampu mengurangi penetrasi sinar matahari ke dalam kolam sehingga dapat menghambat pertumbuhan fitoplankton. Aplikasi yang disarankan 2-4 mg/l pada kolam yang kekurangan oksigen. Bahan kimia ini juga dapat digunakan untuk mengatasi penyakit yang

disebabkan oleh bakteri. KMnO_4 sangat efektif untuk membunuh bakteri. Pada kolam dengan kandungan bahan organik rendah, 2 mg/l KMnO_4 dapat membunuh 99% gram negatif bakteri (Boyd, 1990).

Toksisitas KMnO_4 berasal dari MnO_4^- yang menyebabkan kerusakan sel melalui proses oksidasi. Dalam air, MnO_4^- bereaksi dengan bahan organik dan material lainnya dan tereduksi menjadi MnO_2 yang relatif tidak toksik. Besarnya permanganat yang tereduksi menjadi MnO_2 (*manganese dioxide*) disebut dengan *potassium permanganate demand*. Toksisitas KMnO_4 terhadap bakteri menurun dengan meningkatnya *potassium permanganate demand*.

Pottasium permanganate yang diaplikasikan pada kolam budidaya akan meningkatkan kadar oksigen terlarut dalam air. Oksigen akan terbentuk jika *pottasium permanganate* pada tambak yang mengandung bahan organik. Hal ini disebabkan karena ion permanganat mengoksidasi bahan organik dan menurunkan bahan anorganik untuk menghasilkan MnO_2 , seperti pada reaksi berikut ini :



MnO_2 menjadi katalisator untuk reaksi berikutnya yang menghasilkan oksigen, sesuai dengan reaksi berikut ini :



Berdasarkan reaksi tersebut, KMnO_4 yang dibutuhkan untuk menghasilkan 1mg/l oksigen adalah :

$$\begin{array}{rcl} 632,16 \text{ mg} & & 96 \text{ mg} \\ 4 \text{ KMnO}_4 & = & 3 \text{ O}_2 \\ x & & 1 \text{ mg/l} \\ x = 632,16/96 = 6,58 \text{ mg/l KMnO}_4 \end{array}$$

Namun demikian, aplikasi potassium permanganat 6,58 mg/l sangat mahal dan dapat menyebabkan kematian pada ikan (Boyd, 1990).

Potasium permanganat efektif untuk mereduksi bahan anorganik seperti *ferrous iron* dan H_2S (Wilkinson, 2002). Aplikasi KMnO_4 pada kolam yang mengandung *ferrous iron*, akan dioksidasi menjadiferri hidroksida seperti pada reaksi berikut ini :



Kebutuhan KMnO_4 untuk mereduksi 1 mg/l ferrous iron adalah (Boyd, 1990) :

$$\begin{array}{rcl}
 158,04 \text{ mg} & & 167,55 \text{ mg} \\
 \text{KMnO}_4 & = & 3 \text{ Fe}^{2+} \\
 x & & 1 \text{ mg/l} \\
 x = 158,04/167,55 = 0,94 \text{ mg/l KMnO}_4
 \end{array}$$

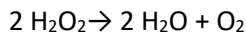
Kemampuan KMnO_4 untuk mereduksi H_2S dapat di lihat dari reaksi berikut ini :

$$\begin{array}{rcl}
 \text{KMnO}_4 + 3 \text{ H}_2\text{S} + \text{MnO}_2 & \rightarrow & 2 \text{ K}_2\text{SO}_4 + \text{S} + 3 \text{ MnO} + 3 \text{ H}_2\text{O} \\
 632,16 \text{ mg} & & 102,18 \text{ mg} \\
 \text{KMnO}_4 & = & \text{H}_2\text{S} \\
 x & & 1 \text{ mg/l} \\
 x = 632,16/102,18 = 6,19 \text{ mg/l KMnO}_4
 \end{array}$$

Jadi untuk mereduksi 1 mg/l H_2S diperlukan 6,19 mg/l KMnO_4 .

7.2.2 Peroksida (H_2O_2)

Peroksida merupakan oksidator kuat, berupa cairan bening, mengandung 50% bahan aktif, dan selalu melepaskan oksigen. Peroksida banyak digunakan dalam bidang perikanan, baik dalam budidaya maupun dalam transportasi benih. Peroksida dapat menghasilkan oksigen berdasarkan reaksi sebagai berikut (Boyd, 1990):

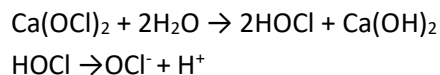


Hidrogen peroksida juga dapat mengoksidasi bahan organik dalam air serta menyebabkan plankton mati masal sehingga menimbulkan akumulasi bahan organik di dasar tambak.

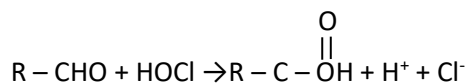
7.3 Desinfektan

7.3.1 Kaporit

Kaporit atau *calcium hypochlorite* mempunyai rumus kimia : $\text{Ca}(\text{OCl})_2$. Di dalam air kaporit terhidrolisis dan membentuk klor bebas aktif, dengan reaksi :



Klorin bereaksi dengan bahan organik dalam air dan mengoksidasinya berdasarkan reaksi :



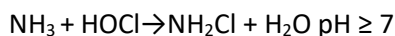
Klorin bereaksi dengan karbohidrat, seperti laktosa, membentuk karbondioksida dan air dengan reaksi sebagai berikut (Boyd, 1990) :



Berdasarkan reaksi tersebut, 3,68 mg/l HOCl digunakan untuk mengoksidasi 1mg/l laktosa.

Kaporit sering digunakan untuk desinfeksi karena dalam reaksinya menghasilkan klor bebas aktif (HOCl dan OCl⁻), bersifat desinfektan yang dapat membunuh bakteri, alga (bersifat *phytotoxic*), dan organisme lainnya. Klor juga dapat mengoksidasi ion-ion logam seperti Fe²⁺ dan Mn²⁺ menjadi Fe³⁺ dan Mn⁴⁺. Kaporit juga bereaksi dengan amoniak dan senyawa nitrogen organik.

Dalam air, amoniak akan bereaksi dengan klor atau asam *hypochlorite* membentuk *monochloramine*, *dichloramine*, dan *trichloramine* sesuai dengan pH sesuai reaksi berikut (Boyd, 1990):



monochloramine



dichloramine



trichloramine

Klor yang terdapat pada air dapat mengalami *photolysis* atau pemecahan oleh sinar matahari sehingga menjadi turun daya desinfeksinya. Pada budidaya udang, kaporit digunakan untuk membasmi karier atau organisme pembawa penyakit udang dengan dosis 20-30 mg/l bahan aktif. Residu kaporit akan hilang dalam waktu 48 jam. Waktu yang paling tepat untuk melakukan perlakuan kaporit adalah pada waktu sore atau malam hari (Boyd, 1990).

7.3.2 Saponin

Saponin (*tea seed cake*) merupakan *glycosidase plant* yang mengandung spogenin dan gula, mengandung bahan aktif 5-7%, diambil dari biji teh, memiliki rasa pahit dan jika dilarutkan dalam air akan mengeluarkan busa. Bersifat racun terhadap ikan (dan semua hewan air yang mengandung hemoglobin) tetapi tidak beracun bagi manusia dan krustase. Beberapa hal yang mempengaruhi daya racun saponin antara lain :

- lamanya waktu pelarutan, semakin lama daya racunnya semakin berkurang
- salinitas, semakin tinggi salinitas daya racunnya semakin efektif
- temperatur dan ph, semakin tinggi temperatur dan ph, semakin meningkat daya racunnya

- ukuran ikan, semakin kecil ukuran ikan semakin efektif daya racunnya.

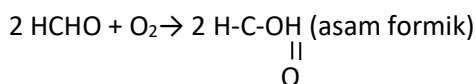
Saponin digunakan untuk membunuh ikan pada persiapan kolam dengan dosis 10-15mg/l dengan cara ditebar langsung ke kolam atau direndam selama 6-8 jam. Kegunaan lainnya sebagai pupuk organik dalam bentuk fermentasi. Efek samping penggunaan saponin antara lain turunnya oksigen terlarut dan udang mengalami stres. Hindari perlakuan saponin jika udang dalam kondisi molting atau lemah.

7.3.3 Rotenon

Rotenon ($C_{23}H_{22}O_6$) digunakan untuk membasmi ikan liar sebelum penebaran benih ikan di kolam. Rotenon berasal dari akar tumbuh-tumbuhan antara lain *Derris elliptica* dan *Lonchocarpus spp.* Akar tersebut dikeringkan dan dibuat serbuk serta dalam bentuk cairan. Rotenon mempengaruhi respirasi ikan dan sangat beracun bagi ikan dengan konsentrasi yang rendah. Konsentrasi 0,05-2,00 sudah dapat membunuh ikan. Daya racun rotenon dipengaruhi oleh suhu dan derajat keasaman (pH) air. Semakin tinggi suhu perairan, semakin meningkat daya racun rotenon sedangkan pada pH netral dan asam, daya racun rotenon lebih besar dibandingkan pada pH tinggi (basa).

7.3.4 Formalin

Formalin merupakan suatu larutan yang berwarna bening beraroma keras dan tidak stabil terdiri dari *formaldehyde* 37% dan *methanol* 10-15%. Formalin akan terdekomposisi jika suhu naik dengan membentuk endapan keruh (*paraformaldehyde*). Sedangkan reaksi dengan oksigen terlarut dalam air adalah sebagai berikut :



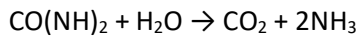
Formalin dapat digunakan untuk membunuh bakteri dan protozoa dengan konsentrasi 25 mg/l serta dapat menurunkan *total bacteria count* (TBC) dan *total vibrio count* (TVC). Dampak pemakaian formalin antara lain : DO menjadi rendah, pH turun, dan plankton mengalami kematian (Boyd, 1990). Formalin dapat digunakan untuk membersihkan udang “lumutan” terutama yang terjadi pada udang windu.

7.4 Pupuk

Pupuk baik organik maupun anorganik sangat diperlukan dalam budidaya ikan terutama pada awal siklus budidaya dan saat terjadinya *die off* fitoplankton. Fitoplankton pada awal budidaya sangat diperlukan oleh ikan sebagai pakan alami karena larva ikan belum bisa memanfaatkan pakan dalam bentuk pelet (Adhikari, 2003). Pupuk yang digunakan dalam budidaya udang meliputi sumber nitrogen, fosfor, dan kalium (nutrien primer). Penggolongan kualitas pupuk didasarkan pada persentase berat nitrogen dalam bentuk N, fosfor dalam bentuk P_2O_5 , dan kalium dalam bentuk K_2O (Brunson *et al.*, 1999). Pupuk 20-20-

5, berarti dalam pupuk tersebut mengandung 20% nitrogen, 20% P_2O_5 , dan 5% K_2O . Fitoplankton hanya dapat memanfaatkan pupuk nitrogen dalam bentuk ammonium (NH_4^+) dan nitrat (NO_3^-), fosfor dalam bentuk *orthophosphate* (PO_4^{3-}), dan kalium dalam bentuk K^+ (Boyd, 1990). Sebagai contoh pupuk urea yang digunakan akan terhidrolisis menjadi amonium dan *polyphosphate* akan terhidrolisis menjadi *orthophosphate*.

Nutrien primer yang perlu ditambahkan dalam kolam ikan adalah nitrogen dan fosfor. Pupuk nitrogen yang sering digunakan adalah urea (N=45%), *ammonium polyphosphate* (N=12%), *ammonium nitrate* (N=34%), *sodium nitrate* (N=16%), dan *potassium nitrate* (N=13%) (Boyd, 2007). Urea ($CO(NH)_2$) sering digunakan dalam budidaya perairan. Urea bereaksi dengan air menghasilkan amonia dengan reaksi sebagai berikut :



Untuk menghasilkan 1 mg/l amoniak, maka dibutuhkan :

$$\begin{array}{rcl} 60 & & 17 \\ CO(NH)_2 & = & 2NH_3 \\ x & & 1 \text{ mg/l} \end{array}$$

$$34x = 60 \text{ mg/l}$$

$$x = 60/34 = 1,8 \text{ mg/l urea}$$

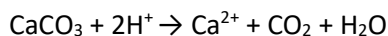
Amonia yang dihasilkan tersebut yang digunakan oleh fitoplankton sebagai sumber nitrogen.

Pupuk fosfor yang sering digunakan dalam budidaya perairan antara lain : *super phosphate* dan *triple super phosphate*. *Super phosphate* merupakan campuran antara $Ca(H_2PO_4)_2$ dan $CaSO_4$ (gypsum), dengan kandungan P_2O_5 sekitar 16-20% dan kelarutan di air mencapai 85%. *Triple super phosphate* (TSP) tidak mengandung gypsum tetapi mempunyai kandungan *phosphate* yang cukup tinggi (44-45% P_2O_5) dengan kelarutan di air mencapai 85% (Boyd, 1990). Satu unit P setara dengan 0,5 unit P_2O_5 .

7.5 Kapur

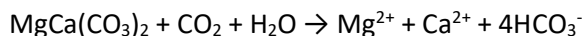
7.5.1. Tujuan Pengapuran

Tujuan *utama* pengapuran (*liming*) adalah untuk meningkatkan pH air dan tanah, seperti reaksi yang terjadi pada reaksi berikut ini :

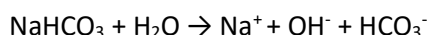


Kapur yang diaplikasikan kedalam air dan tanah akan mengikat ion hidrogen (H^+) sehingga mengurangi derajat keasaman atau meningkatkan pH air dan tanah. Fungsi yang *kedua* adalah meningkatkan

alkalinitas dan *hardness*. Reaksi kapur yang dapat meningkatkan alkalinitas akan terjadi jika terdapat air dan karbondioksida, seperti yang terdapat pada reaksi berikut ini :



Bikarbonat merupakan penyusun utama alkalinitas Milleno (1996). Semakin banyak kapur yang diaplikasikan maka semakin banyak CaCO_3 yang dihasilkan sehingga alkalinitas akan meningkat. Bahan kimia lain yang dapat digunakan untuk meningkatkan alkalinitas adalah sodium bikarbonat (NaHCO_3). Sodium bikarbonat bereaksi lebih cepat di dalam air dibandingkan kapur. Dalam reaksi sodium bikarbonat dengan air tidak melibatkan karbondioksida, seperti yang terdapat pada reaksi berikut ini (Boyd, 1990):



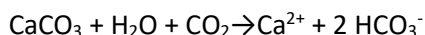
Fungsi yang *ketiga* adalah pengikat fosfor (dalam bentuk fosfat) yang terlarut dalam air. Calsium yang ada pada material kapur akan bereaksi dengan fosfat sehingga membentuk endapan $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$. Selain ketiga fungsi utama tersebut, pengapuran dapat berfungsi sebagai desinfektan, mempercepat dekomposisi bahan organik, serta meningkatkan kalsium yang diperlukan oleh *crustacean* untuk *molting*(Avault, 1996).

7.5.2 Jenis Kapur

Jenis-jenis kapur yang digunakan dalam budidaya udang antara lain (Wurts dan Masser,2013):

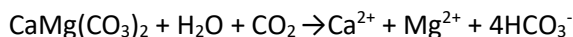
1. Kapur pertanian (CaCO_3)

Kapur pertanian (kaptan) dibuat dengan cara menghaluskan (menggiling) batuan kapur (CaCO_3), dengan fungsi utama menaikkan pH, *hardness*, dan alkalinitas sesuai reaksi :



2. Dolomit ($\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$)

Dolomit dibuat dengan cara menggiling batuan kapur yang mengandung magnesium, dengan fungsi utama untuk meningkatkan alkalinitas dan *hardness*, sesuai reaksi :



Perlakuan dolomit tidak banyak berpengaruh terhadap pH air.

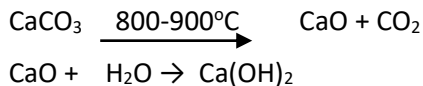
3. Kapur api (*quick lime/burnt lime*) (CaO)

Kapur api (CaO) bersifat panas dan dapat meningkatkan pH secara drastis sehingga tidak dianjurkan untuk digunakan pada saat proses budidaya berlangsung. Kapur api dibuat dengan membakar batu kapur (CaCO_3) dengan suhu tinggi (800-900°C). Proses pembakaran ini akan menghasilkan CaO dan

melepaskan CO_2 ke udara. CaO merupakan jenis kapur aktif. Kegunaan utama kapur api adalah untuk menaikkan pH dan paling efektif jika dibandingkan dengan kapur jenis lain.

4. Kapur hidrat (*Hidrated lime*) (Ca(OH)_2)

Pembuatan Ca(OH)_2 dilakukan dengan membakar batuan kapur (CaCO_3) dan setelah menyala ditambahkan air ke dalamnya. Proses tersebut berjalan sesuai dengan reaksi :



Fungsi utama kapur hidrat adalah untuk menaikkan pH dan mengikat CO_2 secara efektif.

Masing-masing jenis kapur mempunyai kemampuan menetralsir tingkat keasaman yang berbeda-beda, tergantung "*neutralizing value* " (NV). Kapur pertanian mempunyai NV 100, yang dijadikan standar untuk jenis kapur yang lainnya (Wurts dan Masser, 2013). *Neutralizing value* masing-masing kapur terdapat pada Tabel 7.1.

Tabel 7.1 *Neutralizing value beberapa jenis kapur (Wurts dan Masser, 2013).*

Nama umum	Rumus kimia	NV (%)
Kaptan	CaCO_3	85-100
Dolomit	$\text{CaMg(CO}_3)_2$	95-109
<i>Slaked</i> atau <i>hydrated lime</i>	Ca(OH)_2	136
<i>Quick lime</i> atau kapur api	CaO	179

7.5.3 Pengaruh pengapuran terhadap pemupukan

Fitoplankton yang tumbuh dalam tambak budidaya, selain sebagai sumber pakan alami bagi larva iudang, juga berperan dalam menjaga kualitas air terutama oksigen terlarut dan amonia. Fitoplankton mampu menyerap senyawa toksik yang ada dalam air seperti nitrogen anorganik terutama dalam bentuk amonia. Fitoplankton hanya mampu memanfaatkan nitrogen dalam bentuk nitrat dan amonium. Pertumbuhan fitoplankton dapat dirangsang dengan pemupukan. Pupuk yang diaplikasikan dalam tambak budidaya harus mengandung tiga unsur penting, yaitu nitrogen (N), fosfor (P), dan kalium (K). Ketiga unsur tersebut dibutuhkan untuk merangsang pertumbuhan fitoplankton (Boyd, 1990; Adhikari, 2003).

Pengapuran mempunyai pengaruh yang cukup besar pada beberapa kondisi tambak, terutama pada tambak dengan pH tanah rendah. Tanah asam dengan kandungan mineral yang rendah menyebabkan fosfor yang ditambahkan melalui pemupukan akan terikat oleh tanah dasar tambak.

Pengapuran akan meningkatkan ketersediaan fosfor bagi pertumbuhan fitoplankton sehingga produktivitas tambak meningkat (Wurts dan Masser, 2013).

-oo0oo-



BAB 8

MANAJEMEN KUALITAS AIR

Manajemen kualitas air dan dasar tambak menentukan keberhasilan budidaya udang. Tingkat kesehatan udang, pertumbuhan dan kelangsungan hidup dipengaruhi oleh interaksi lingkungan, patogen dan kondisi kultivan. Parameter kualitas air dan dasar tambak sebaiknya dimonitor setiap hari sebagai pedoman untuk manajemen tambak secara keseluruhan sehingga dapat menghindari efek negatif terhadap ikan yang dipelihara. Data tersebut dapat digunakan untuk menganalisis jika permasalahan muncul dan sebagai dasar pertimbangan tindakan yang harus dilakukan. Semakin banyak data yang tersedia semakin mudah menganalisis permasalahan dan tindakan yang harus dilakukan. Sebagian besar variabel kualitas air saling mempengaruhi, seperti karbondioksida, oksigen terlarut, pH, fitoplankton, alkalinitas, limbah organik, amonia, H_2S , dan lain sebagainya.

Pengukuran parameter kualitas air harian sebaiknya dilakukan setiap pagi (jam 5-6) dan siang hari (jam 12-14). Pada jam-jam tersebut merupakan titik kritis yang dapat menggambarkan kondisi perairan. Jam 5-6 pagi merupakan titik terendah oksigen terlarut dan pH serta kandungan karbondioksida tertinggi. Pada jam 12-14 merupakan puncak fotosintesis fitoplankton, kandungan oksigen terlarut serta pH air. Secara umum kualitas air yang baik dapat diperoleh dengan beberapa teknik pengelolaan antara lain ganti air secara rutin tiap hari ketika variabel kualitas air mulai menunjukkan penurunan, menghindari *over feeding* dengan menerapkan manajemen pakan yang sesuai, aerasi, melakukan penyiponan dan pembuangan limbah organik di dasar tambak, dan menjaga kepadatan tinggi bakteri seperti probiotik (bioremediasi) serta aplikasi bahan kimia (*chemicals*).

8.1 Standar kualitas Air

Udang mempunyai standar kualitas air tertentu agar dapat hidup dengan baik untuk mendukung kelangsungan hidup yang tinggi dan pertumbuhan yang optimal. Beberapa variabel kualitas air yang bersifat toksik diharapkan tidak terdeteksi di tambak atau berada dalam jumlah yang sangat kecil ($< 0,01$ mg/l) seperti nitrit dan hidrogen sulfida (H_2S). Oksigen terlarut mempunyai batas minimal yang harus ada dalam ekosistem tambak (> 4 mg/l). Beberapa senyawa toksik masih ditolerir keberadaannya di dalam tambak dalam jumlah tertentu seperti total *ammonia nitrogen* dan karbondioksida. Karbondioksida dalam jumlah tertentu dibutuhkan oleh fitoplankton untuk fotosintesis, namun dalam jumlah yang besar dapat menyebabkan keracunan bagi udang. Beberapa variabel kualitas air berada dalam kisaran tertentu agar udang bisa tumbuh optimal seperti suhu, salinitas, dan kecerahan. Standar kualitas air untuk budidaya air tawar dan payau/laut mempunyai beberapa perbedaan, misalnya salinitas dan alkalinitas. Standar kualitas air untuk budidaya udang secara ringkas terdapat pada Tabel 8.1.

Tabel 8.1 Standar kualitas air budidaya udang

No	Variabel	Level optimum
1	Suhu	26-33°C
2	Salinitas	10-30 ppt (untuk udang)
3	Oksigen terlarut	>4 mg/l
4	pH	7,5-8,5
5	TAN	$<1,0$ mg/l
6	nitrit	$<0,01$ mg/l
7	H_2S	$<0,01$ mg/l
8	BOD	<10 mg/l
9	Transparansi	30-50 cm
10	Karbondioksida	< 10 mg/l
11	Alkalinitas	100-150 mg/l
12	Hardness	75-250
13	fitoplankton	Chlorophyta, Diatom
14	Warna air	Hijau, hijau kecoklatan, kuning kecoklatan

Parameter kualitas air selama proses budidaya mengalami perubahan dan guncangan baik karena kondisi alam maupun disebabkan semakin banyaknya akumulasi limbah organik dan senyawa beracun

terutama di dasar tambak. Beberapa tindakan yang bisa dilakukan untuk memperbaiki kualitas air antara lain :

1. Oksigen terlarut

Oksigen terlarut yang rendah di tambak mengakibatkan dampak langsung bagi udang maupun menyebabkan meningkatnya senyawa beracun di tambak. Tindakan yang bisa dilakukan antara lain: operasikan aerator, hentikan penggunaan pupuk, kurangi *feeding rate*, kurangi kepadatan fitoplankton (kecerahan > 30 cm), dan aplikasikan kapur untuk mengikat karbondioksida untuk mengurangi efek oksigen rendah terhadap ikan

2. Suhu

Suhu air yang rendah menurunkan laju metabolisme dan nafsu makan udang. Suhu air rendah (< 26°C) biasanya disebabkan cuaca dan hujan. Tindakan yang bisa dilakukan untuk mengurangi efek negatif suhu rendah antara lain optimalkan aerasi untuk menghindari stratifikasi suhu dan lakukan ganti air jika memungkinkan.

3. Karbondioksida

Karbondioksida bebas mempunyai kelarutan yang tinggi di air. Kadar karbondioksida yang tinggi dapat menurunkan pH air yang berbahaya bagi udang serta menyebabkan intoksikasi. Kadar karbondioksida yang tinggi bisa terjadi karena plankton mati masal yang menyebabkan tidak ada yang menggunakan karbondioksida sementara produksi karbondioksida meningkat karena dekomposisi bahan organik oleh bakteri dan respirasi udang. Tindakan yang bisa dilakukan untuk menurunkan karbondioksida di air antara lain: optimalisasi aerator untuk meningkatkan oksigen terlarut dan mendorong difusi karbondioksida ke udara dan gunakan kapur CaCO_3 untuk mengikat karbondioksida dan merubahnya menjadi bikarbonat.

4. pH

Derajat keasaman (pH) mempengaruhi toksisitas amonia dan hidrogen sulfida. Keberadaan karbondioksida merupakan faktor utama yang mempengaruhi nilai pH air. Dalam tambak budidaya, pH tinggi sering dijumpai terutama pada tambak intensif dengan input pakan dan kepadatan fitoplankton tinggi. pH tinggi dalam tambak dapat diatasi dengan menaikkan alkalinitas melalui pengapuran untuk meningkatkan kemampuan penyangga air. Penurunan densitas fitoplankton juga membantu menurunkan pH air.

5. BOD

Biological oxygen demand (BOD) merupakan total oksigen yang digunakan oleh mikroorganisme untuk menguraikan bahan organik. Tingginya nilai BOD mengindikasikan banyaknya limbah organik di tambak. Tindakan yang bisa dilakukan untuk menurunkan BOD antara lain ganti air dan penyiponan dasar tambak.

6. Alkalinitas

Alkalinitas berperan sebagai penyangga (*buffer*) perairan terhadap penambahan asam dan basa. Alkalinitas dibutuhkan oleh bakteri nitrifikasi maupun fitoplankton untuk pertumbuhannya. Alkalinitas juga berperan dalam molting udang. Tindakan yang bisa dilakukan untuk meningkatkan alkalinitas adalah pengapuran dengan CaCO_3 , $\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$, dan $\text{Ca}(\text{OH})_2$, serta sodium bikarbonat (NaHCO_3). Dalam air senyawa tersebut akan bereaksi menghasilkan bikarbonat (HCO_3^-) sebagai ion utama pembentuk alkalinitas.

7. Amonia

Amonia merupakan hasil samping metabolisme protein yang dikeluarkan oleh udang melalui insang dan hasil dekomposisi sisa pakan, feses, plankton yang mati dan lain-lainnya yang dilakukan oleh bakteri proteolitik. Tindakan yang dapat dilakukan untuk mengontrol keberadaan amonia antara lain : ganti air jika memungkinkan, aplikasi bakteri nitrifikasi, penambahan sumber karbon (misalnya molase) untuk merangsang pertumbuhan bakteri heterotrof, menurunkan pH air untuk menurunkan proporsi amonia bebas, serta aerasi untuk meminimalisir dampak negatif terhadap ikan.

8. Nitrit

Intoksikasi nitrit pada ikan biasanya terjadi pada air tawar, sedangkan pada air payau atau laut jarang terjadi. Nitrit masuk lewat insang dan menghambat kerja hemoglobin darah. Nitrit merupakan produk antara dari proses nitrifikasi oleh bakteri autotrof. Jika konsentrasi nitrit melebihi ambang batas dapat dilakukan beberapa tindakan, antara lain: aerasi untuk mendorong kerja bakteri pengoksidasi nitrit, penambahan garam (NaCl) untuk meningkatkan rasio Klor:nitrit, penambahan bakteri nitrifikasi serta ganti air.

9. Fitoplankton

Fitoplankton dalam jumlah tertentu dibutuhkan untuk meningkatkan produktivitas tambak, namun dalam jumlah yang besar (*blooming*) menimbulkan dampak buruk bagi ekosistem tambak. Oksigen terlarut dan pH air akan berfluktuasi, bahkan beberapa jenis fitoplankton menghasilkan racun bagi ikan. Jika kecerahan air kurang dari 30 cm, perlu ada treatment untuk memperbaiki kondisi tambak. Beberapa tindakan yang dapat dilakukan antara lain : ganti air, turunkan *feeding rate*, optimalkan aerasi untuk mencegah *die off* fitoplankton, dan gunakan ikan herbivora/pemakan plankton seperti ikan nila.

Disamping manajemen kualitas air, manajemen dasar tambak (*pond bottom management*) juga berpengaruh besar terhadap keberhasilan budidaya ikan/udang. Dasar tambak merupakan tempat akumulasi limbah organik maupun anorganik serta senyawa yang beracun. Dasar tambak cenderung bersifat anaerobik yang dapat memicu munculnya senyawa berbahaya seperti H_2S dan nitrit. Manajemen dasar tambak diperlukan untuk meminimalisir limbah serta memastikan dasar tambak

dalam kondisi aerob. Beberapa tindakan yang dapat dilakukan dalam manajemen dasar tambak selama proses budidaya antara lain : penyiponan secara rutin (minimal seminggu sekali), pengantian air dasar tambak, aplikasi bakteri fotosintetik untuk memecah H_2S , aplikasi bakteri nitrifikasi, serta optimalisasi aerasi.

8.2 Water exchange

Water exchange (ganti air) merupakan metode manajemen kualitas air yang paling murah dan aman dalam budidaya udang. Sebagian besar permasalahan kualitas air dapat diatasi dengan pergantian air yang cukup. Ketersediaan air tandon sangat dibutuhkan untuk kegiatan akuakultur terutama dengan skala intensif dengan input pakan yang tinggi. Jika air tandon terbatas, degradasi kualitas air dan merebaknya penyakit dapat menggagalkan budidaya udang. Ketika kepadatan penebaran udang meningkat, sangat penting untuk menyediakan air di tambak tandon untuk menjaga kualitas air tetap baik. Disamping aerasi, pergantian air merupakan metode paling efektif dan banyak diaplikasikan. Pergantian air mempunyai beberapa tujuan antara lain : menurunkan salinitas sesuai yang dikehendaki, membuang sisa metabolisme, menjaga densitas fitoplankton, meningkatkan kandungan oksigen, membuang kelebihan nutrisi, dan mengatur suhu air tambak. Tingkat pergantian air tergantung pada umur pemeliharaan, kepadatan penebaran, biomassa yang ada dalam tambak, kekeruhan, dan ketersediaan air tandon. Beberapa perlakuan bahan kimia menghasruskan ganti air setelah aplikasi seperti formalin dan pottasium permanganat.

Prinsip pergantian air adalah mengganti air yang kualitasnya jelek dengan air baru dengan kualitas yang lebih baik. Pergantian air tidak disarankan dalam jumlah yang besar, tetapi sedikit demi sedikit untu mengantisipasi efek samping yang muncul seperti udang mengalami stres dan *die off* plankton yang berakibat penurunan oksigen terlarut. Untuk menghindari stratifikasi variabel kualitas air, diperlukan aerator/kincir air untuk air yang ada di bagian bawah (kualitasnya jelek) tercampur dengan air baru.

Pergantian air dengan membuangnya terlebih dahulu tidak disarankan karena dapat meningkatkan suhu air. Peningkatan suhu air ini dapat menyebabkan ikan menjadi stres serta menurunkan kelarutan oksigen dalam air sehingga terjadi penurunan oksigen terlarut. Namun untuk kondisi tambak yang kristis, air dibuang terlebih dahulu baru kemudian dimasukkan air yang baru (Boyd, 1990). Metode yang paling baik adalah menambah air baru kemudian dihomogenkan dengan aerator/kincir air ke seluruh tambak kemudian dibuang. Air di dasar memiliki kualitas yang lebih jelek dibandingkan di permukaan. Pembuangan air dasar diperlukan untuk meningkatkan efektivitas pergantian air. Hal ini perlu dipertimbangkan pada awal konstruksi tambak untuk membuat saluran pembuangan dari dari dasar terutama daerah tengah tempat terkumpulnya limbah.

Pergantian air yang menyebabkan penurunan kualitas air lebih dari 5 ppt dapat menyebabkan perubahan komposisi fitoplankton dan kematian masal yang mengakibatkan ekosistem tambak yang tidak stabil. Pada awal budidaya (bulan pertama) tidak memerlukan pergantian air. Penambahan air hanya dilakukan untuk mengganti kehilangan air karena penguapan (*evaporation*) dan rembesan (*seepage*).

Banyaknya volume air yang diganti tergantung dari kondisi tambak, populasi udang, dan limbah organik yang ada di tambak. Boyd (1990) menyarankan pergantian sekitar 10% tiap hari untuk budidaya udang dengan kepadatan penebaran 8-12 ekor/m². Sementara untuk tambak yang dikelola secara intensif dengan tingkat akumulasi senyawa toksik yang tinggi terutama amonia, memerlukan pergantian air 25-50% dari volume air di tambak. Tingkat pergantian air harian dapat dihitung dengan persamaan sebagai berikut (Boyd, 1990) :

$$ER = \frac{[(PR \times T) + P] - (S+E)}{V} \times 100$$

Dimana :

ER : *exchange rate* (% per hari)

PR : *Pumping rate* (m³/jam)

T : *precipitation* (m³/hari)

S : *seepage* (rembesan) (m³/hari)

E : *evaporation* (m³/hari)

V : volume tambak (m³)

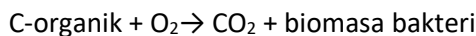
8.3 Bioremediasi

Mikroorganisme akuatik berperan penting dalam membantu dekomposisi dan mineralisasi limbah akuakultur. Dekomposisi limbah organik dibantu oleh bakteri heterotrof, mineralisasi limbah yang mengandung protein membutuhkan peran bakteri proteolitik untuk menguraikan menjadi amonia. Penggunaan bakteri dalam pengolahan limbah sering disebut dengan bioremediasi. Bioremediasi didefinisikan sebagai penggunaan organisme hidup, terutama mikroorganisme, untuk mendegradasi pencemar lingkungan yang merugikan ketingkat yang lebih rendah atau bentuk yang lebih aman. Proses bioremediasi ini dapat dilakukan secara “bioaugmentasi” yaitu penambahan atau introduksi satu jenis atau lebih mikroorganisme baik yang alami maupun yang sudah mengalami perbaikan sifat.

Limbah budidaya ikan/udang yang berasal dari feses, sisa pakan, sisa metabolisme, pupuk, alga yang mati, maupun limbah dari proses molting pada udang (Antony dan Philip, 2006) banyak mengandung senyawa beracun (*toxicant*) yang bervariasi seperti amonia, nitrit, hidrogen sulfida (H₂S), maupun limbah organik. Penggunaan bakteri tertentu sebagai bioremediator dapat membantu

menguraikan senyawa toksik tersebut. Bioremediator yang digunakan berdasarkan jenis limbah yang ada di tambak. Bioremediator yang baik berasal dari lokasi tambak setempat (*indigenous*) agar proses adaptasi berjalan dengan baik (Jameson, 2003). Keberhasilan penerapan bioremediasi meliputi ; optimalisasi proses nitrifikasi untuk menjaga konsentrasi amonia rendah, optimalisasi proses denitrifikasi untuk menghilangkan kelebihan nitrogen dari tambak sebagai gas nitrogen, maksimalisasi proses oksidasi sulfida untuk mengurangi akumulasi hidrogen sulfida, serta maksimalisasi mineralisasi karbon menjadi karbon dioksida untuk meminimalkan akumulasi limbah organik.

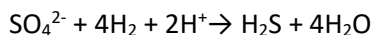
Berdasarkan senyawa yang diuraikan, bioremediasi terbagi menjadi tiga, yaitu ; bioremediasi bahan organik, bioremediasi senyawa nitrogen, dan bioremediasi hidrogen sulfida. Bioremediasi bahan organik bertujuan untuk menguraikan bahan organik yang terakumulasi di tambak terutama di dasar. Bioremediator yang digunakan adalah yang mampu menguraikan bahan organik secara cepat. Bioremediator yang digunakan adalah bakteri heterotrof yang dapat menguraikan bahan organik menjadi karbondioksida dan biomasa bakteri seperti reaksi berikut ini :



Bioremediator yang termasuk dalam golongan ini adalah bakteri dari genus *Bacillus*, seperti *B. Subtilis*, *B. Cereus*, serta *Lactobacillus* (Avnimelech, 2009).

Bioremediasi senyawa nitrogen yaitu amonia dan nitrit sangat penting dalam budidaya ikan karena kandungan protein pada pakan menghasilkan limbah nitrogen anorganik dalam jumlah besar (Hargreaves dan Tucker, 2004). Bioremediasi limbah nitrogen bertujuan mengkonversi amonia dan nitrit menjadi nitrat yang dapat dimanfaatkan oleh fitoplankton dan bakteri. Proses ini sering disebut dengan nitrifikasi. Bioremediator yang digunakan dalam menguraikan amonia antara lain : *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrososphaera*, dan *Nitrosolobus*, sedangkan bioremediator yang menguraikan nitrit antara lain *Nitrobacter*, *Nitrococcus*, *nitrospira*, dan nitrospina (Ebeling *et al.*, 2006).

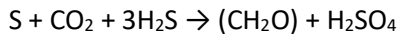
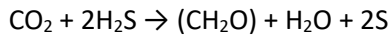
Bioremediasi hidrogen sulfida diperlukan untuk dasar tambak atau sedimen yang anaerob. Pada kondisi aerob, sulfur organik akan dioksidasi menjadi asam sulfat yang terlarut dalam air. Dalam kondisi anaerob, sulfat akan digunakan oleh bakteri sebagai pengganti oksigen yang membentuk hidrogen sulfida (H_2S) sesuai dengan reaksi (Djurle 2003) :



Hidrogen sulfida yang dihasilkan akan terlarut dalam air yang dapat menimbulkan penyakit terutama kerusakan pada insang.

Bioremediator yang dapat digunakan untuk mendegradasi hidrogen sulfida adalah bakteri fotosintetik. Bakteri fotosintetik (*Photosynthetic bacteria*) mampu memecah H_2S yang ada di dasar tambak menjadi sulfat. Bakteri tersebut memiliki *bacterio-chlorophyll* yang dapat menyerap cahaya

serta mampu melakukan fotosintesis dalam kondisi anaerob (Haung, 2003). Bakteri Fotosintesis non-sulfur ungu dapat mendekomposisi bahan organik seperti H_2S , NO_2 dan limbah berbahaya pada tambak. Bakteri sulfur ungu dan hijau dapat memecah H_2S dengan menggunakan panjang gelombang cahaya yang tidak terserap oleh fitoplankton (Antony dan Philip, 2006). Reaksi secara umum penguraian hidrogen sulfida dapat digambarkan sebagai berikut :



Bakteri fotosintesis sulfur yang dapat digunakan untuk bioremediator H_2S dan dapat diproduksi secara masal berasal dari famili Chromatiaceae dan Chlorobiaceae. Keduanya merupakan bakteri anaerob yang membutuhkan energi cahaya dan sulfur untuk pertumbuhan. Famili Chromatiaceae terdiri dari *Chromatium*, *Thiocystis*, *Thiosarcina*, *Thiospirillum*, *Thiocapsa*, *Lamprocystis*, *Thiodictyon*, *Thiopedia*, *Amoebobacter*, dan *Ectothiorhodospira*, sementara famili Chlorobiaceae terdiri dari *Chlorobium*, *Prosthecochloris*, *Chloropseudomonas*, *Pelodictyon*, dan *Clathrochloris*.

-oo0oo-



BAB 9

SISTEM HETEROTROF

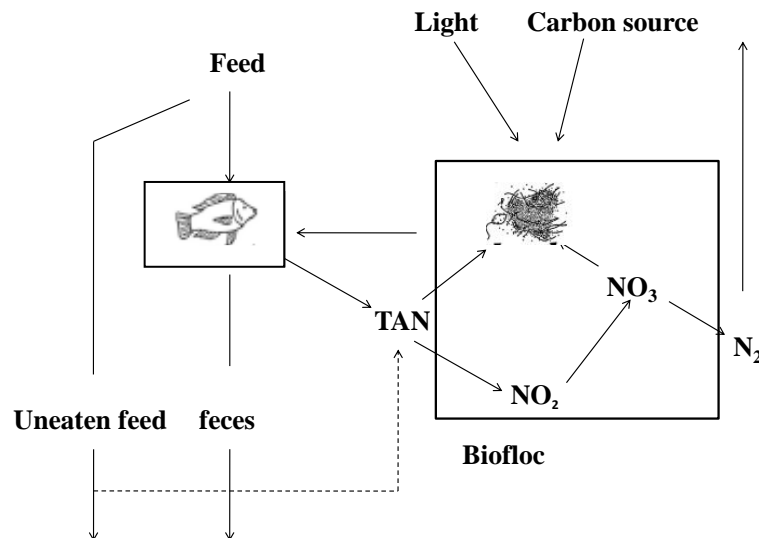
9.1 Sistem Autotrof dan Heterotrof

L imbah budidaya udang sebagian besar berupa nitrogen anorganik karena kandungan protein pakan yang tinggi. Sumber nitrogen anorganik dalam kolam akuakultur sebagian besar berasal dari sisa pakan, kotoran ikan, dan hasil ekskresi melalui insang (Durborow *et al.*, 1997). Nitrogen anorganik dalam kolam budidaya ikan dalam bentuk *total ammonia nitrogen* (TAN), nitrit, dan nitrat. *Total ammonia nitrogen* dalam kolam akan dimanfaatkan oleh fitoplankton dan bakteri sebagai penyusun protein tubuh serta mengalami nitrifikasi, sedangkan nitrogen bebas dapat mengalami penguapan (Gambar 9.1).

Sistem autotrof dalam kolam budidaya didominasi oleh alga (fitoplankton) dengan memanfaatkan sinar matahari sebagai sumber energi sehingga pertumbuhannya tergantung pada ketersediaan sinar matahari. Fitoplankton mampu hidup dengan baik dan dominan di kolam dengan kandungan bahan organik rendah. Sumber karbon pada organisme autotrof berasal dari karbon anorganik, yaitu CO_2 dan HCO_3^- . Fitoplankton melakukan fotosintesa pada siang hari dengan menghasilkan oksigen tetapi pada malam hari hanya melakukan respirasi. Fitoplankton sering mengalami kematian masal akibat tingginya intensitas sinar matahari yang mengakibatkan penurunan oksigen dan kematian ikan secara masal (Boyd, 1990).

Populasi fitoplankton yang terlalu padat akan meningkatkan kandungan oksigen pada siang hari tetapi pada malam hari akan terjadi penurunan oksigen secara drastis (*oxygen depletion*). Fotosintesis selain sebagai sumber oksigen juga menghasilkan bahan organik. Kemampuan fitoplankton dalam menghasilkan bahan organik rata-rata mencapai $4 \text{ gC/m}^2/\text{hari}$ meskipun pada budidaya intensif mampu

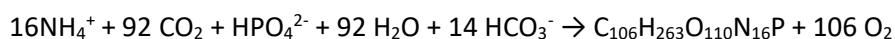
mencapai 10-12 gC/m²/hari. Menurut Avnimelech (2009), kemampuan fitoplankton dalam mengasimilasi karbon berkisar 2-5gC/m². Jika rasio C:N untuk pertumbuhan fitoplankton 5, maka kapasitas mengikat nitrogen sekitar 0,4-1 gN/m², sehingga kapasitas mengontrol nitrogen anorganik dalam kolam hanya 0,5-1,2 kg ikan/m² atau setara dengan 5.000-12.000 kg ikan per hektar. Hal inilah yang membatasi pengikatan amonia dalam kolam budidaya.



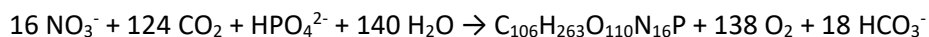
Gambar 9.1 Siklus nitrogen dalam kolam (Crab *et al.*, 2007)

Penyerapan nitrogen anorganik baik dalam bentuk Amonium maupun nitrat oleh alga dalam proses biosintesis alga dapat digambarkan dengan persamaan stoichiometri sebagai berikut (Stumm dan Morgan, 1996):

Untuk amonium sebagai sumber nitrogen :

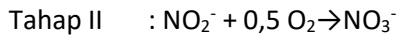
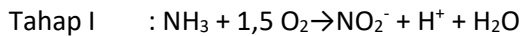


Untuk nitrat sebagai sumber nitrogen :



Dimana $\text{C}_{106}\text{H}_{263}\text{O}_{110}\text{N}_{16}\text{P}$ merupakan formulasi dari alga.

Organisme autotrof selain fitoplankton yang ada dalam kolam budidaya adalah bakteri nitrifikasi (Ebeling *et al.*, 2006). Nitrifikasi berlangsung dalam dua tahapan, yaitu oksidasi amonia menjadi nitrit dan oksidasi nitrit menjadi nitrat. sesuai dengan persamaan (Ritmann dan McCarty, 2001) :

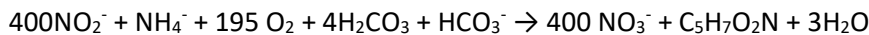


Proses tahap pertama dibantu oleh *ammonia oxidizing bacteria* seperti *Nitrosomonas* dan *Nitrosococcus*. Tahap kedua dibantu oleh *nitrite oxidizing bacteria* seperti *Nitrobacter* dan *Nitrospira*. *Ammonia oxidising bacteria* memperoleh energi dari katabolisme amonia menjadi nitrit. Bakteri nitrifikasi termasuk *obligate autotroph* yang menggunakan karbon oksida sebagai sumber karbonnya dan termasuk *obligate aerob* yang membutuhkan oksigen untuk pertumbuhannya. sumber energinya berasal dari oksidasi NH_4 dan NO_2 dan memproduksi sel dengan menggunakan CO_2 .

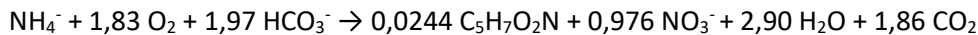
Kedua proses tersebut secara rinci dijelaskan oleh Metcalf dan Eddy (1991) yang menghasilkan biomasa bakteri yang diformulasikan dengan $\text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N}$. Kedua reaksi tersebut adalah :



dan



Kedua proses tersebut disederhanakan oleh (Ebeling *et al.*, 2006) menjadi :



Dari reaksi tersebut dapat dilihat bahwa, selain membutuhkan oksigen, nitrifikasi membutuhkan alkalinitas (HCO_3^-) dalam pembentukan biomasa bakteri. Menurut Timmons *et al.* (2002), untuk mengkonversi 1 g amoniak nitrogen dibutuhkan 4,57 g oksigen dan 7,05 g alkalinitas.

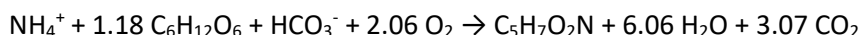
Kelemahan dari bakteri autotrof (*nitrifiers*) ini adalah biomasa yang dihasilkan sangat kecil serta pertumbuhan sangat lambat. Bakteri nitrifikasi membutuhkan waktu 12 jam untuk melakukan regenerasi, sedang bakteri heterotrof hanya memerlukan waktu 30 menit (Davies, 2005). Disamping itu bakteri autotrof menghasilkan energi yang sangat sedikit (10-14%) jika dibandingkan dengan heterotrof yang mencapai 50%.

Nitrifikasi memerlukan alkalinitas lebih banyak dan menghasilkan karbon dioksida yang tinggi (5,85 g CO_2 /g TAN). Pada kolam dengan alkalinitas rendah, pH akan mengalami penurunan drastis. Rendahnya pH akan menyebabkan perubahan keseimbangan karbon dalam air dari bikarbonat menjadi karbondioksida yang dapat mempengaruhi kehidupan ikan. Kolam dengan alkalinitas 100-150 mg/l CaCO_3 direkomendasikan untuk budidaya ikan/udang (Ebeling *et al.*, 2006).

Sistem heterotrof atau sering disebut dengan biofloc didominasi oleh organisme heterotrof terutama bakteri dalam kolam budidaya. Bakteri menggunakan bahan organik sebagai sumber energi dan karbon. Sinar matahari tidak memiliki peran yang dominan dalam budidaya dengan sistem

heterotrof dibandingkan dengan sistem autotrof sehingga aktivitas bakteri dapat berlangsung dengan baik selama 24 jam. Perkembangan bakteri tergantung pada sumber karbon organik yang tersedia serta suplai oksigen (Avnimelech, 2009). Pertumbuhan bakteri heterotrof dirangsang melalui penambahan karbon organik untuk meningkatkan rasio C:N media. Pada kondisi terjadi keterbatasan karbon, amonium digunakan untuk proses nitrifikasi, namun jika terjadi keterbatasan nitrogen terhadap karbon (rasio C:N tinggi), nitrifikasi terhambat dan bakteri heterotrof berkembang pesat. Bakteri heterotrof akan mengasimilasi amonia-nitrogen langsung menjadi protein bakteri.

Penanganan amoniak dalam kolam budidaya dengan bakteri heterotrof merupakan metode yang paling cepat dan efektif (Ebeling *et al.*, 2006). Hal ini disebabkan proses yang terjadi hanya satu tahap dimana nitrogen anorganik akan diasimilasi menjadi biomasa bakteri. Reaksi tersebut dapat digambarkan dengan persamaan stoichiometri di bawah ini :



Dimana $\text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N}$ merupakan formulasi biomasa bakteri sedangkan $\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$ merupakan sumber karbon dari karbohidrat sederhana (gula).

Penggunaan bakteri heterotrof dalam imobilisasi nitrogen anorganik mempunyai beberapa kelebihan, antara lain : pertumbuhannya lebih cepat dan lebih sedikit alkalinitas yang dibutuhkan. Pertumbuhan bakteri heterotrof lima kali lebih cepat dibandingkan bakteri nitrifikasi (Ebeling *et al.*, 2006).

9.2 Nitrogen Anorganik

Nitrogen yang berbahaya bagi udang adalah dalam bentuk nitrogen anorganik antara lain amonia dan nitrit. Amonia terdiri dari dua bentuk yaitu amonia terionisasi (NH_4^+) dan tidak terionisasi (NH_3). Jumlah amonia terionisasi dan tidak terionisasi dalam air sering disebut dengan *total ammonia nitrogen* (TAN). Amonia terionisasi tidak bersifat toksik bagi udang sedangkan amonia tidak terionisasi bersifat toksik. Keberadaan keduanya dipengaruhi oleh suhu dan pH. Semakin tinggi suhu dan pH semakin besar persentase kandungan amonia tidak terionisasi (Boyd, 1990). Protein sebagai penyusun utama pakan udang berpotensi menghasilkan amonia dalam jumlah besar. Sumber utama amonia pada tambak udang adalah sisa pakan, kotoran udang dan ekskresi (Duborow *et al.*, 1997).

Kadar amonia yang tinggi di kolam dapat menyebabkan: meningkatnya kadar amonia dalam darah, meningkatnya konsumsi oksigen, terjadi kerusakan insang, menurunnya kemampuan darah dalam transportasi oksigen, dan udang mudah terserang penyakit dan menghambat pertumbuhan. Toksisitas amoniak akan menurun jika kadar CO_2 dalam air meningkat. Peningkatan kadar CO_2 akan menurunkan pH sehingga menurunkan kadar amonia tidak terionisasi (NH_3) (Boyd, 1990). Selain

amonias, bentuk nitrogen anorganik dalam kolam ikan adalah nitrit (NO_2^-) dan nitrat (NO_3^-). Nitrit bersifat toksik bagi udang, sementara nitrat tidak bersifat toksik. Nitrat merupakan sumber nitrogen yang dapat diserap oleh fitoplankton maupun bakteri.

9.3 Imobilisasi Nitrogen Anorganik

Nitrogen anorganik (*mobile nitrogen*) dalam air terdiri dari *total ammonium nitrogen* (TAN), nitrit, dan nitrat mempunyai kelarutan yang tinggi di air. Salah satu upaya untuk menetralkan toksisitas senyawa tersebut adalah dengan merubahnya menjadi nitrogen organik (imobilisasi). Nitrit dan TAN bersifat toksik bagi udang, namun untuk perairan dengan salinitas tinggi, nitrit bukan merupakan masalah yang serius karena tingginya kandungan klor. Imobilisasi nitrogen anorganik menjadi nitrogen organik melibatkan bakteri heterotrof yang berperan utama dalam proses tersebut. Nitrogen anorganik yang didominasi oleh TAN akan dimanfaatkan oleh bakteri sebagai sumber nitrogen untuk pertumbuhannya meliputi penghasil energi, pertumbuhan dan mengganti sel yang rusak yang didominasi oleh protein. Kecepatan pertumbuhan bakteri heterotrof dipengaruhi oleh ketersediaan sumber karbon organik. Dengan tersedianya sumber karbon organik maka bakteri akan mengikat nitrogen anorganik yang ada untuk disintesa menjadi masa bakteri (Avnimelech, 2009) :

C organik \rightarrow CO_2 + energi + C dalam masa bakteri

Semakin banyak sumber karbon yang tersedia semakin cepat pula nitrogen anorganik terikat. Dengan kata lain semakin tinggi rasio C:N semakin kecil pula total amonia yang ada dalam perairan. Penelitian Avnimelech (2009) menunjukkan bahwa pada rasio C:N media 6,5, kandungan TAN sebesar 1 mg/l sementara pada rasio C:N17,5 turun menjadi 0,4 mg/l dan 0 mg/l jika rasio dinaikkan sampai 20.

Kebutuhan karbon organik dan nitrogen untuk pertumbuhan dapat dilihat dari formulasi bakteri, yaitu $\text{C}_5\text{H}_7\text{O}_2\text{N}$. Berdasarkan formulasi tersebut rasio C:N pada bakteri sekitar 5:1. Berdasarkan inilah kebutuhan karbon untuk mengikat nitrogen anorganik dalam perairan dapat ditentukan. Secara teoritis, nitrogen anorganik dalam air dapat diasimilasi menjadi masa bakteri dapat ditentukan berdasarkan perhitungan sebagai berikut :

$$\text{Rasio C:N bakteri} = \frac{\text{Jumlah karbon organik (C)} \times E}{\text{Jumlah nitrogen (N)}}$$

Jika efisiensi bakteri dalam mengkonversi karbon organik (E) 40% dan rasio C:N bakteri 5, maka

$$\frac{5}{1} = \frac{C \times 0,4}{N}$$

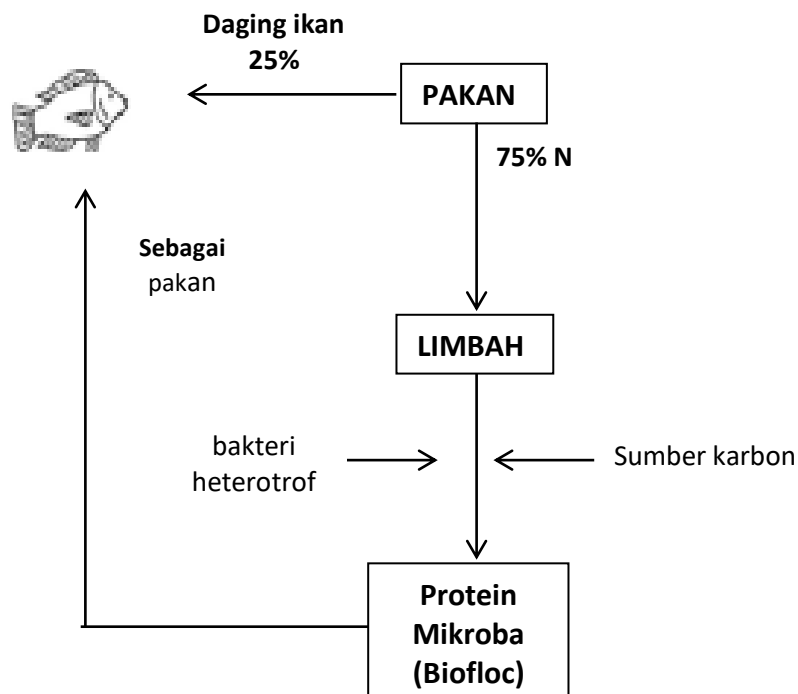
$$5 N = 0,4 C$$

$$C : N = 5 : 0,4 \longrightarrow C : N = 12,5$$

Hal ini menunjukkan bahwa secara teoritis apabila rasio C : N media 12,5, nitrogen anorganik akan digunakan seluruhnya untuk pertumbuhan bakteri. Jika dalam suatu kolam rasio karbon organik dan Nitrogen 12,5 maka bakteri heterotrof akan memanfaatkan semua nitrogen anorganik sedangkan bakteri autotrof berada dalam kondisi *inactive* (Vergahen *et al.*, 1992).

9.4 Konsep Biofloc

Konsep dasar biofloc adalah mengubah senyawa organik dan anorganik yang mengandung senyawa karbon (C), hidrogen (H), oksigen (O), nitrogen (N) dan sedikit fosfor (P) menjadi masa *sludge* berupa biofloc dengan menggunakan bakteri pembentuk floc (*floc forming bacteria*) yang mensintesis *biopolymer* sebagai ikatan biofloc. Tujuan utama teknologi biofloc dalam budidaya perairan adalah memanfaatkan limbah nitrogen anorganik dalam kolam budidaya menjadi nitrogen organik yang tidak bersifat toksik (Gambar 9.2). Sistem biofloc (*heterotrophicsystem*) dalam budidaya perairan menekankan pada penumbuhan bakteri pada kolam untuk menggantikan komunitas autotrofik yang didominasi oleh fitoplankton (McIntosh, 2000).



Gambar 9.2 Konsep biofloc

Dominasi bakteri dalam suatu sistem dipengaruhi keberadaan karbon (C) dan nitrogen (N) dalam suatu perairan. Konversi limbah budidaya menjadi biomasa bakteri heterotrof sangat dipengaruhi oleh rasio karbon (C) : nitrogen (N). Rasio C:N optimal untuk berkembangnya bakteri heterotrof sekitar 12-15 (Hargreaves, 2013). Sedangkan menurut Avnimelech (2009), biofloc akan terbentuk jika rasio C:N dalam kolam lebih dari 15. Rasio C:N pakan ikan tergantung dari kandungan proteinnya (Tabel 9.1). Pakan udang dengan kandungan protein 30% dan kandungan rata-rata karbon organik 50% mempunyai rasio C:N 10,4 sehingga perlu penambahan sumber karbon organik untuk meningkatkan dominasi bakteri heterotrof agar terbentuk biofloc.

Tabel 9.1 Rasio C:N pakan pada berbagai kandungan protein

Protein (%)	Nitrogen (%)	Karbon (%)	Rasio C:N
20	0,032	0,5	15,6
25	0,04	0,5	12,5
30	0,048	0,5	10,4
35	0,056	0,5	8,9
40	0,064	0,5	7,8
45	0,072	0,5	6,9

Kandungan karbon organik dalam kolam budidaya agak sulit ditentukan dengan pasti sehingga jumlah karbon organik yang harus ditambahkan juga agak sulit ditentukan. Beberapa pendekatan telah dilakukan untuk menentukan berapa sumber karbon yang harus ditambahkan dalam kolam. Avnimelech (1999) membuat perhitungan untuk menentukan berapa jumlah sumber karbon yang harus ditambahkan untuk membentuk biofloc, yaitu berdasarkan rasio C:N bakteri dan efektivitas bakteri dalam memanfaatkan sumber karbon.

Karbon yang diasimilasi dalam bakteri dapat diformulasikan sebagai berikut (Avnimelech, 1999) :

$$C_{\text{bakteri}} = KH \times \%C \times E$$

Jika efisiensi bakteri dalam mengkonversi karbon organik (E) 40% dan kandungan karbon pada karbohidrat sekitar 50% maka :

$$C_{\text{bakteri}} = KH \times 0,5 \times 0,4$$

$$C_{\text{bakteri}} = 0,2 KH$$

Sementara nitrogen yang ada dalam media budidaya dapat diformulasikan :

$$N = \text{pakan} \times \frac{\text{kandungan protein pakan}}{6,25} (\%) \times \text{ekskresi N} (\%)$$

Jika kandungan protein 30% dan N yang dieksresikan sekitar 50%, maka N yang tersedia dapat diprediksi:

$$N = \text{pakan} \times \frac{30\%}{6,25} \times 50\%$$

$$N = 0,024 \text{ pakan}$$

Jika C:N = 4, maka :

$$4 = \frac{0,20 \text{ KH} = 0,096 \text{ pakan}}{0,024 \text{ pakan}} = 0,20 \text{ KH}$$

$$\text{KH} = 0,096/0,20 = 0,48 \text{ pakan}$$

Jadi setiap pemberian pakan 1 kg diikuti dengan penambahan sumber karbon sebanyak 0,48 kg. Dengan penambahan tersebut maka rasio C:N pakan dan karbohidrat dalam kolam menjadi :

$$\text{Rasio C:N} = \frac{(0,5) + (0,5 \times 0,48)}{0,048} = \frac{0,74}{0,048}$$

$$\text{Rasio C:N} = 15,41$$

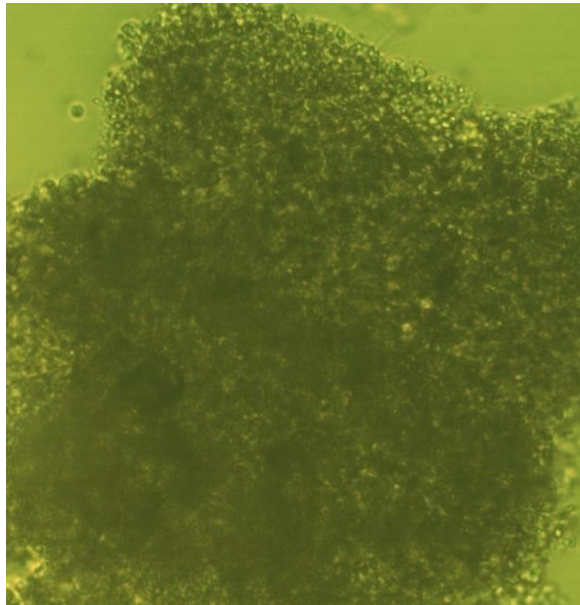
9.5 Bakteri dalam Sistem Biofloc

Penggunaan bakteri dalam akuakultur telah banyak dilakukan terutama dalam bentuk probiotik, baik untuk manajemen kualitas air maupun sebagai campuran pakan. Beberapa penelitian tentang probiotik telah banyak dilakukan. Probiotik (*Bacillus*) dapat mengontrol *luminousVibrio* dan mampu meningkatkan kelulushidupan udang (Moriarty, 1999). Far *et al.* (2009) membuktikan bahwa *Bacillus subtilis* mampu menurunkan *Vibrio* dalam pencernaan udang serta meningkatkan tingkat kelangsungan hidup dan biomasa.

Bakteri terutama bakteri heterotrof mendominasi biofloc (Gambar 9.3). Pertumbuhan bakteri heterotrof dalam sistem biofloc dipengaruhi oleh karbon organik yang terlarut dalam air. Pertumbuhan bakteri heterotrof dapat dirangsang dengan meningkatkan rasio C:N melalui penambahan karbohidrat

atau penurunan kandungan protein pakan. Material karbon ini akan mengikat nitrogen anorganik yang digunakan untuk pertumbuhan sel bakteri (Hargreaves, 2013).

Bakteri memanfaatkan karbon organik sebagai sumber energi untuk melangsungkan proses biologis dalam lingkungan budidaya. Bakteri dipacu pertumbuhannya sedangkan fitoplankton ditekan. Karbon organik dimanfaatkan oleh bakteri melalui proses katabolisme dan anabolisme (Davies, 2005). Pada proses katabolisme, senyawa karbon dirombak menjadi senyawa yang lebih sederhana dengan bantuan oksigen menghasilkan energi dan karbondioksida sebagai hasil sampingan. Proses ini sering disebut dengan respirasi. Sedangkan pada proses anabolisme terjadi penggabungan molekul-molekul kecil menjadi molekul yang lebih besar dengan memanfaatkan energi dari proses katabolisme yang disebut dengan proses pertumbuhan.



Gambar 9.3. *Biofloc didominasi oleh bakteri*

9.6 Biofloc dan Manajemen Kualitas Air

Biofloc mempunyai potensi yang cukup besar untuk dikembangkan dalam budidaya udang karena mempunyai banyak manfaat. Salah satu manfaat sistem biofloc adalah adanya perbaikan beberapa variabel kualitas air, antara lain amonia, oksigen terlarut, alkalinitas maupun pH air.

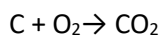
9.6.1 Amonia

Nitrogen anorganik dalam kolam terutama berasal dari hasil ekskresi, feses, sisa pakan serta tanaman/udang mati yang mengalami mineralisasi. Limbah budidaya yang mengandung nitrogen anorganik sangat besar (75% dari pakan) merupakan penyebab utama dalam penurunan kualitas air budidaya udang. Nitrogen anorganik dalam air berada dalam bentuk *total ammonia nitrogen* (TAN), nitrit, dan nitrat. TAN dalam bentuk NH_3 dan nitrit berbahaya bagi udang, sedangkan dalam bentuk nitrat tidak berbahaya. Penambahan sumber karbon akan mengikat nitrogen anorganik menjadi senyawa organik yang mengandung protein tinggi. Rasio C:N yang tinggi (>15) akan merangsang bakteri heterotrof untuk mengasimilasi amonium nitrogen dari air menjadi biomasa sel bakteri (Davies, 2005, Ebeling *et al.*, 2006).

Penambahan karbon dalam media budidaya merupakan cara yang paling efektif menurunkan nitrogen anorganik (Avnimelech, 2009). Penambahan karbon organik pada kolam akan merangsang pertumbuhan bakteri heterotrof. Bakteri heterotrof membutuhkan sumber nitrogen anorganik untuk pertumbuhan dan pembelahan sel. Nitrogen anorganik yang dibutuhkan oleh bakteri terutama dalam bentuk amonium (NH_4^+). Penambahan sumber karbon terbukti mampu menurunkan TAN dalam beberapa jam (Avnimelech, 2009) serta mampu menekan TAN dalam media kultur meskipun tanpa melakukan ganti air (Supono *et al.*, 2014). Avnimelech (2009) membuktikan bahwa penambahan sumber karbon dapat menurunkan kandungan TAN dari 7 mg/l menjadi 1 mg/l dalam waktu 30 menit. Bakteri heterotrof mengalami pertumbuhan yang lebih cepat dibandingkan bakteri autotrof (nitrifier). Bakteri heterotrof membutuhkan waktu 30 menit untuk replikasi, sedangkan bakteri nitrifikasi membutuhkan waktu 12 jam (Davies, 2005).

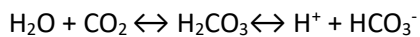
9.6.2 Oksigen terlarut

Oksigen terlarut pada sistem heterotrof relatif stabil, baik pada waktu siang maupun malam. Pengguna oksigen dalam media budidaya didominasi oleh udang dan bakteri, sedangkan pada sistem autotrofik pada waktu malam hari selain ikan dan bakteri, fitoplankton merupakan pengguna oksigen yang sangat besar, apalagi jika kepadatan fitoplankton tinggi. Namun demikian, aplikasi teknologi biofloc ini memerlukan ketersediaan *aerator/paddle wheel* secara kontinyu untuk menjaga ketersediaan oksigen terlarut dan menjaga pergerakan air dalam kolam untuk menghindari pengendapan biofloc. Oksigen terlarut diperlukan oleh bakteri heterotrof karena bersifat aerob. Oksigen terlarut digunakan untuk menguraikan bahan organik, dimana 2,67 gram O_2 diperlukan untuk menguraikan 1 gram karbon sesuai reaksi (Avnimelech, 2009) :



9.6.3. Alkalinitas dan pH

Karbondioksida dalam kolam melimpah karena semua organisme baik udang maupun bakteri memproduksinya sementara pengguna karbondioksida terbatas. Hal ini berpengaruh terhadap alkalinitas maupun pH air. Karbondioksida yang terbentuk akan bereaksi dengan air dan selanjutnya membentuk bikarbonat (Wurts dan Durborow, 1992). Bikarbonat merupakan penyusun utama alkalinitas air seperti yang terdapat pada reaksi berikut ini :



Semakin banyak karbondioksida yang dihasilkan semakin tinggi bikarbonat yang terbentuk. Berdasarkan reaksi tersebut, pH air dalam sistem biofloc tidak terlalu tinggi dan stabil dibandingkan sistem autotrof karena reaksi asam yang dihasilkan serta kemampuan penyangga air (Avnimelech, 2009).

9.7 Potensi Biofloc sebagai Pakan

Manfaat dari sistem biofloc adalah kemampuannya dalam mendaur ulang limbah nutrisi menjadi protein mikroba yang dapat dimanfaatkan kembali oleh udang. Biofloc merupakan kumpulan bakteri, fungi, plankton, dan mikroorganisme lainnya yang mengandung nutrisi sangat tinggi (protein bakteri, *polyhydroxybutyrate*) serta merupakan serat organik yang kaya akan selulosa. Masing-masing penyusun biofloc menyatu karena bakteri menghasilkan polimer yang dapat membentuk ikatan kompleks. Struktur biofloc mirip dengan struktur protein bakteri, yaitu $\text{C}_5\text{H}_7\text{NO}_2$ (Avnimelech, 2009). Berbeda dengan klekap yang merupakan kehidupan kompleks yang didominasi oleh Diatomae, Chlorophyceae, Cyanophyceae, bakteri, protozoa, cacing, dan binatang renik lainnya yang hidup menempel di dasar (*microbenthic biological complex*).

Bakteri mempunyai ukuran yang sangat kecil, yaitu kurang dari 5 mikron (Volk dan Wheeler, 1993, Purwoko, 2007). Ukuran yang sangat kecil ini tidak mampu dimanfaatkan oleh udang. Dalam bentuk biofloc, ukurannya mampu mencapai 500 mikron hingga 2 mm, sehingga ukurannya cukup besar untuk dapat dimakan oleh udang (Manser, 2006 dan Avnimelech, 2009). Disamping mengandung protein dari bakteri, biofloc juga mengandung *polyhydroxybutyrate*. Bakteri menghasilkan substansi *polyhydroxybutyrate* sebagai pembentuk ikatan floc (Avnimelech, 2009 dan de Schryver, 2010). *Polyhydroxybutyrate* akan mengikat suspensi yang ada dalam air yang mengandung partikel organik, alga, bakteri terutama bakteri heterotrof serta organisme yang lebih tinggi tingkatannya seperti protozoa dan rotifera. Kandungan *Polyhydroxybutyrate* dalam biofloc mencapai 29% berat kering (Supono *et al.*, 2012). *Polyhydroxybutyrate* juga berfungsi sebagai cadangan energi dan karbon. *Polyhydroxybutyrate* mampu meningkatkan pertumbuhan serta sebagai antimikroba yang menghambat bakteri patogen dalam usus (Boon *et al.*, 2010, de Schryver *et al.*, 2010)



Gambar 9.4 Saluran pencernaan udang yang memakan biofloc (kiri)

9.8 Biofloc dan Imunitas Udang

Penyusun utama biofloc adalah bakteri, terutama bakteri heterotrof (Davies, 2005). Ukuran koloni bakteri yang cukup besar dalam bentuk biofloc memungkinkan udang mengkonsumsinya. Dinding bakteri mengandung peptidoglikan atau mukopeptida dan lipopolisakarida. Peptidoglikan banyak terdapat pada dinding sel bakteri gram positif, seperti *Bacillus*, sedangkan lipopolisakarida banyak terdapat pada dinding sel bakteri gram negatif (Irianto, 2006). Kandungan peptidoglikan pada bakteri gram positif mencapai lebih dari 60%, sedangkan bakteri gram negatif mengandung 10-20% (Volk dan Wheeler, 1993). Peptidoglikan dan lipopolisakarida merupakan substansi yang berfungsi sebagai imunostimulan (Zhou, 2003) yang dapat meningkatkan imunitas nonspesifik udang. Imunostimulan merupakan faktor yang sangat penting dan dibutuhkan udang secara terus menerus untuk meningkatkan imunitas terhadap serangan pathogen (Sharma *et al.*, 2010). Substansi tersebut membantu proses aktivasi *prophenoloxidase* menjadi *phenoloxidase* melalui reaksi *proPO activating system* yang mempengaruhi melanisasi serta merangsang fagositosis sel hyalin (Smith *et al.*, 2003).



BAB 10

PROSEDUR PENGUKURAN SAMPEL

10.1 Kandungan Karbon Organik (APHA, 1992).

- Pembuatan reagen larutan kalium dikromat 0,5M: menimbang 36,77 gr $K_2Cr_2O_7$, dimasukkan dalam labu erlenmeyer 250 ml. diencerkan sampai tanda batas
- Preparasi larutan standar: membuat larutan 1.000 mg/l dengan menimbang 0,2375 g sukrosa dalam labu 100 ml, diencerkan sampai batas.
- Dari larutan standar dibuat larutan dengan konsentrasi karbon 400 mg/l, 200 mg/l, 100 mg/l, 50 mg/l, dan 25 mg/l
- Masing-masing larutan standar (10 ml) ditambah dengan 1 ml $K_2Cr_2O_7$, dikocok dan didiamkan selama 10 menit.
- ditambah dengan 2 ml H_2SO_4 pekat (95-98%), dikocok dan didiamkan selama 15 menit
- Larutan ditambah dengan 7 ml akuades, dikocok dan didiamkan selama 10 menit
- Larutan diukur absorbannya dengan menggunakan spektrofotometer pada panjang gelombang 600 nm.
- Dari data tersebut dibuat grafik standar absorban dan konsentrasi karbon
- Pengukuran sampel dilakukan sesuai dengan prosedur di atas

10.2 Total Ammonia Nitrogen/TAN (Phenate)

1. Membuat grafik standar TAN

- a. Menyiapkan larutan konsentrasi TAN 0; 0,05; 0,1; dan 0,2 mg/l.
 - b. Sebanyak 10 ml larutan ditambah dengan 0,05 ml larutan MnSO_4
 - c. Masing-masing larutan ditambah dengan 0,5 hypochlorous
 - d. Kemudian ditambah dengan 0,6 ml larutan phenate
 - e. Setelah satu jam diamati dengan menggunakan spektrofotometer pada panjang gelombang 625 nm
 - f. Hasil pengukuran absorban masing-masing konsentrasi TAN dibuat grafik standar
2. Pengukuran sampel air
 - a. Sampel air sebanyak 10 ml ditambah dengan 0,05 ml larutan MnSO_4
 - b. Sampel dikocok secara merata, kemudian ditambahkan 0,5 ml hypochlorous
 - c. Sampel ditambahkan dengan segera 0,6 ml larutan phenate
 - d. Setelah satu jam, diamati dengan menggunakan spektrofotometer pada panjang gelombang 625 nm
 - e. Membandingkan nilai absorbansi yang diperoleh dengan grafik standar
 3. Reagent
 Ammonia- free water, Hypochlorous acid (clorax), Larutan MnSO_4 (larutan 50 ml MnSO_4 dalam 100 ml air), Larutan phenate (2,5 g NaOH dan 10 g phenol dalam 100 ml air)

10.3 Diatom Epipelic

Pengambilan sampel diatom epipelic dilakukan dengan metode "*lens tissue trapping technique*". Teknik pengambilan sampel ini mampu menangkap lebih dari 70% diatom epipelic yang ada di sedimen (Round, 1982). Sampel tanah dari permukaan sedimen dasar tambak diambil dengan menggunakan pipa pralon dengan diameter 4 inchi, kemudian dipindahkan ke dalam cawan petri dengan ketebalan 1-2cm. Di atas sampel tanah pada cawan petri diletakkan 3-4 kertas lensa (2x2 cm), lalu disimpan di tempat gelap selama satu malam. Keesokan harinya diletakkan pada tempat yang banyak terkena sinar matahari sampai siang hari. Kertas lensa diambil dan dipindahkan ke dalam botol sampel yang berisi 10 cc formalin 4%, kemudian dikocok, diamati jumlah sel diatom epipelic pada sedgwick rafter di bawah mikroskop binokuler. Penghitungan kelimpahan diatom epipelic menggunakan prosedur penghitungan fitoplankton.

10.4 Klorofil α Sedimen

Sampel sedimen (*top soil*) diambil ± 5 g, kemudian dilarutkan dengan 10 ml acetone 90%, dihomogenkan dengan menggunakan blender selama 2 menit dalam ruangan yang sedikit cahaya. Sedimen dan larutan

aceton disimpan selama satu malam pada suhu 4°C. Suspensi diambil, dimasukkan dalam tabung reaksi, disentrifuse dengan kecepatan rendah selama 5 menit, kemudian dilihat kerapatan optiknya pada spektrofotometer dengan panjang gelombang 665 nm. Penghitungan kandungan klorofil sedimen dilakukan dengan menggunakan rumus (Vollenweider *et al.*, 1974) :

$$\mu\text{g chlorofil } a \text{ per sampel} = 11,9 \cdot D_{665} \cdot v/l$$

D_{665} = kerapatan optik pada panjang gelombang 665 nm

V = volume akhir aceton (ml)

l = panjang sel spektrofotometer (1 cm)

10.5 Bahan organik sedimen

Sampel sedimen diambil dari tambak kemudian dikeringkan selama 12 jam dengan oven pada suhu 60°C. Sampel diambil dari tempat oven dan ditimbang sebanyak 10 gram. Berat sampel sedimen yang didapatkan ini sebagai berat awal (W_o). Sampel yang telah ditimbang ini selanjutnya diproses dalam tanur pengabuan (*muffel furnace*) dengan temperatur 550°C selama 4 jam. Setelah 4 jam sedimen yang ada dalam *muffel furnace* diambil dan ditimbang (W_t). Bahan organik yang hilang selama pengabuan (*loss on ignition*) diketahui sebagai bahan organik total yang dinyatakan dalam persen dengan menggunakan persamaan Allen *et al.* (1976), yaitu sebagai berikut :

$$Li = \frac{W_o - W_t}{W_o} \times 100\%$$

Li = loss on ignition (%)

W_o = berat awal (gram)

W_t = berat akhir (gram)

10.6 Muatan Padatan Tersuspensi

Pengukuran muatan padatan tersuspensi (MPT) dilakukan dengan prosedur sebagai berikut: air sampel (100ml) diambil dari tambak kemudian disaring dengan menggunakan kertas saring. Sampel dipanaskan pada suhu 105°C selama 1-2 jam. Hasil pemanasan sampel ditimbang dan dimasukkan dalam perhitungan pada rumus MPT menurut APHA (1992) :

$$MPT = \frac{(a-b) \times 100}{c}$$

a = berat filter dan residu sesudah pemanasan

- b = berat kering filter
c = volume sampel (ml)

10.7 Alkalinitas

Sebanyak 50 ml sampel air tambak diambil, kemudian dimasukkan ke dalam erlenmeyer 250 ml dan ditambahkan dua tetes phenolptalein. Jika warna bening, berarti $\text{CO}_3^{2-} = 0$, Jika warna sampel merah muda, dititrasi dengan H_2SO_4 0,02N sampai warna bening. Sampel ditambahkan dua tetes indikator BCG-MR, kemudian dititrasi dengan H_2SO_4 0,02N sampai warna biru hilang. Total alkalinitas dihitung dengan menggunakan rumus menurut APHA (1992):

$$\text{Total alkalinitas (mg CaCO}_3\text{/L)} = A \times N \times 10$$

A = volume total H_2SO_4

N = Normalitas H_2SO_4

10.8 Nitrat

Sampel air sebanyak 10 ml disaring dengan kertas saring, kemudian ditambah bufer nitrat 0,4 ml. Sampel air ditambah dengan larutan pereduksi sebanyak 0,2 ml (larutan hidrazin sulfate dan kupri sulfat dengan perbandingan 1:1), kemudian dibiarkan selama satu malam. Keesokan harinya larutan ditambah dengan larutan acetone 0,4ml kemudian dicampur dengan sempurna dan ditambahkan larutan sulfanilamide 0,2ml kemudian dicampur, setelah itu larutan sampel ditambahkan larutan naphthylenediamine 0,2ml kemudian dicampur. Setelah 15 menit, dilihat hasilnya pada pembacaan spektrofotometer dengan panjang gelombang 543 nm (APHA, 1992).

10.9 Fosfat

Sampel air sebanyak 10 ml disaring kemudian memasukkannya ke dalam erlenmeyer. Sampel air ditambahkan *combined reagent* masing-masing 1,6 ml, yang terdiri dari campuran : H_2SO_4 5N (10ml), potasium antymonil tartrat/PAT (1ml), Amonium molibdat (3ml), dan ascorbic acid (6 ml), kemudian larutan didiamkan selama 30 menit. Setelah itu dilakukan pengamatan kerapatan optik pada spektrofotometer dengan panjang gelombang 880nm (APHA, 1992).

10.10 BOD₅

Sebanyak 1-2 liter diambil dari dasar tambak. Jika air terlalu keruh (misalnya karena plankton), dilakukan pengenceran. Kandungan O_2 terlarut sampel tersebut ditingkatkan dengan aerasi menggunakan aerator selama lebih kurang 5 menit. Air sampel tersebut dipindahkan ke dalam botol BOD gelap dan terang

sampai penuh. Air dalam botol terang segera diukur kandungan oksigen terlarutnya (DO_1). Air dalam botol gelap diinkubasi dalam BOD-inkubator pada suhu 20°C . Setelah lima hari, botol gelap diukur kandungan oksigen terlarutnya (DO_5). Nilai BOD dapat diperoleh dengan menggunakan perhitungan (Tebbut, 1992) :

$$BOD_5 \text{ (mg/l)} = (DO_1 - DO_5) \times \text{faktor pengenceran}$$

10.11 Kelimpahan fitoplankton

Sampel air diambil dengan menggunakan botol sampel, kemudian diawetkan dalam larutan formalin 4%. Kelimpahan fitoplankton (sel/l) dihitung dengan menggunakan sedgwick-rafter di bawah mikroskop, dengan rumus dari APHA (1976), yaitu :

$$N = \frac{100 (P \times V)}{0,25 \pi W \text{ (liter)}}$$

N = Jumlah fitoplankton per liter

P = Jumlah fitoplankton yang tercacah

V = Volume sampel plankton yang tersaring

W = Volume sampel air yang disaring (liter)

10.12 Keragaman dan keseragaman jenis

Perhitungan keragaman jenis dan keseragaman jenis dilakukan dengan menggunakan formulasi Shannon-Wiever (Poole, 1974), yaitu :

$$H' = - \sum_{n=1}^s p_i \ln p_i$$

H' = Indeks keragaman jenis

s = banyaknya jenis

p_i = n_i / N

n_i = Jumlah individu jenis ke i

N = Jumlah total individu

Sedangkan untuk menghitung keseragaman jenis adalah :

$$E = H' / H' \text{ maks}$$

Dimana, E = Keseragaman jenis

$$\begin{aligned} H' \text{ maks} &= \ln S \\ S &= \text{jumlah jenis} \end{aligned}$$

10.13 Klorofil *a* air

Sampel air tambak sebanyak 100 ml disaring dengan menggunakan filter milipore dengan ukuran pori 0,45µg/l. Untuk memperlancar penyaringan digunakan pompa hisap dengan tekanan hisap tidak lebih dari 50 cm hg. Air sampel ditambah beberapa tetes MgCO₃ guna mengawetkan klorofil *a*. Klorofil *a* yang tersaring dan kertas saring dilarutkan dalam aceton 90% sebanyak 10 ml, kemudian dimasukkan ke dalam lemari pendingin selama 20 jam. Larutan sampel disentrifuse selama 30 menit dengan kecepatan 4.000 rpm, larutan yang dihasilkan dipindahkan ke dalam tabung spektrofotometer untuk dianalisis kerapatan optiknya (*optical density*) dengan panjang gelombang 750, 664, 647, dan 630 nm. Sisa aceton dari tabung reaksi diambil dan diukur volumenya (*v*). Kandungan klorofil *a* dihitung dengan menggunakan rumus (APHA, 1992) :

$$C = \frac{(Ca) \times (v)}{V}$$

C = konsentrasi klorofil *a* (µg/l)

Ca = konsentrasi klorofil *a* dari koreksi optik

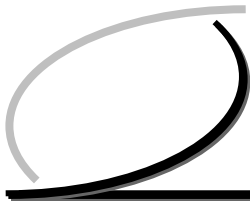
$$= 11,85(D_{664}-D_{750}) - 1,54(D_{647}-D_{750}) - 0,08(D_{630}-D_{750})$$

v = volume akhir ekstrak (ml)

V = volume sampel (ml)

10.14 pH Tanah

Sampel tanah (kedalaman 0-5 cm) dikeringkan di udara terbuka atau dioven dengan suhu 60°C , kemudian digerus sampai halus dan disaring dengan menggunakan ayakan ukuran 60 mesh (0,85 mm). Sebanyak 10 g sampel dimasukkan ke dalam beaker glass 100 ml atau erlenmeyer 250 ml, kemudian ditambahkan 10 ml aquades. Larutan sampel tanah disentrifuse selama 20 menit, kemudian diukur dengan menggunakan pH meter (Boyd dan Queiroz, 2014)..



DAFTAR PUSTAKA

- Adhikari, S. 2003. Fertilization, Soil and Water Quality Management in Small-Scale Ponds. *Aquaculture Asia*. 7 (4) : 6-8.
- Affandi, R. dan Tang, U. M.. 2002. *Fisiologi Hewan Air*. Unri Press. Pekanbaru.
- Almeida, S.F.P. 2001. Use of Diatom for Freshwater Quality Evaluation in Portugal. *Limnetica*, 20(2) : 205-213.
- Anderson, D.P. 1974. *Fish Immunology*. Publications. Inc. Ltd. 218 hal.
- Anggoro, S. dan Muryati. 2006. Osmotic respons of tiger shrimp(*Penaeus monodon* Fab.) juvenile and adult at various level of molting stages and salinity.. *Buletin Penelitian dan Pengembangan Industri*, 1 (2) : 59-63.
- Antony, S.P. dan R. Philip. 2006. Bioremediation in Shrimp Culture Systems. *NAGA, WorldFish Center Quarterly*, 29 (3 dan) : 62-66
- APHA. 1992. *Standart Methods for The Examination of Water and Wastewater*, 16th Edition. American Public Health Association, Washington DC. 76 pages
- Austin, B. 1999. The effects of pollution on fish health. *Journal of Applied Microbiology Symposium Supplement*: 2348-2428

- Avault, J. W. 1996. *Fundamental of Aquaculture, A Step by Step Guide to Commercial aquaculture*. AVA Publishing Company Inc. Lousiana, USA.
- Avnimelech, Y. 1999. Carbon/nitrogen ratio as a control element in aquaculture systems. *Aquaculture*, 176 : 227–235.
- Avnimelech, Y. and G. Ritvo. 2003. Shrimp and fish pond soils: processes and management. *Aquaculture*, 220 : 549–567.
- Avnimelech, Y. 2009. *Biofloc Technology – A Practical Guide Book*. The World Aquaculture Society, Baton Rounge, Louisiana, United State, 182 hal.
- Baloi, M., R. Arantes, R. Schveitzer, C. Magnotti, and L. Vinatea. 2013. Performance of pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* raised in biofloc systems with varying levels of light exposure. *Aquacultural Engineering*, 52 : 39–44
- Basmi, J. 1999. *Planktonologi : Chrysophyta-Diatom Penuntun Identifikasi*. Fakultas Perikanan dan Ilmu Kelautan, Institut Pertanian Bogor.
- Bhatnagar, A. dan P. Devi. 2013. Water quality guidelines for the management of pond fish culture. *International Journal of Environmental Sciences* 3 (6) :1980-2009.
- Blackburn, T.H., 1987. Role and impact of anaerobic microbial processes in aquatic systems. In: D.J.W. Moriarty and R.S.V. Pullin (Editors), *Detritus and Microbial Ecology in Aquaculture*. ICLARM Conference *Proceedings* 14, pp. 32–53.
- Boon, N., T. Defoirdt, W. de Windt, T. Van De Wiele, and W. Verstraete. 2010. Hydroxybutyrate and PolyHydroxybutyrate as Components of Animal Feed or Feed Additives. *Patent Application Publication*. April : 1-4.
- Bovendeur, J., E.H. Eding, dan A.M Henken (1987). Design and performance of a water recirculation system for the high density of the African catfish. *Aquaculturer*, 63 : 329-353.
- Boyd, C.E dan Lichtkoppler, F. 1979. Water Quality Management in Fish Ponds. Research and Development Series No. 22, International Centre for Aquaculture (J.C.A.A) Experimental Station Auburn University, Alabama, pp 45-47.
- Boyd, C. E. and T. Ahmad. 1987. Evaluation of Aerators for Channel Catfish Farming. *Alabama Agricultural Experiment Station Bulletin No. 584*, Auburn University, Alabama. 52 hal.
- Boyd, C.E. .1989. Water Quality Management for Pond Fish Culture. Department of Fisheries and Allied Aquacultures. Auburn University, Alabama, USA

- Boyd, C.E. 1990. *Water Quality in Pond for Aquaculture*. Department of Fisheries and Allied Aquacultures. Auburn University, Alabama, USA, 482 hal.
- Boyd, C.E., 1995. *Bottom Soils, Sediment, and Pond Aquaculture*. Chapman and Hall, New York, New York, 348 hal.
- Boyd, C.E. dan P. Munsiri. 1996. Phosphorus Adsorption Capacity and Availability of Added Phosphorus in Soils from Aquaculture Areas in Thailand. *J. World Aquacult. Soc.*, 27 : 160-167.
- Boyd, C.E. 2002. Understanding Pond pH. *Global Aquaculture Advocate*. June.
- Boyd, C.E., Wood, C.W., dan Thunjai T. 2002. Aquaculture Pond Bottom Soil Quality Management. *Pond Dynamic/ Aquaculture Collaborative Research Support Programe*, Oregon State university, Corvallis, Oregon.
- Boyd, C.E. 2003. Organic Matter in Pond Bottom Sedimen. *Global Aquaculture Advocate*. April.
- Boyd, C.E. 2004. Secchi Disk Visibility : Correct Measurement, Interpretation. *Global Aquaculture Advocate*. February 2004.
- Boyd, C.E. 2007. Nitrification Important Process in Aquaculture. *Global Aquaculture Advocate*, May/June : 64-66.
- Boyd, C.E. 2009. Phytoplankton in Aquaculture Ponds. *Global Aquaculture Advocate*, January/February : 65-66.
- Boyd, C.E. dan J.F. Queiroz. 2014. The Role and Management of Bottom Soil in Aquaculture Ponds. *Indofish International*, 2 : 22-28.
- Brunson, M.W., C. G Lutz and R. M. Durborow. 1994. Algae Blooms in Commercial Fish Production *SRAC Publication* No. 466. 4 hal
- Brunson, M.W., N. Stone, and J. Hargreaves. 1999. Fertilization on Fish Ponds. *SRAC Publication* No 471 : 4 hal.
- Chamberlin, G. 1988. Rethinking Shrimp Pond Management. Texas Agr. Ext. Ser., Coastal aquaculture Vol 2. 19 pp.
- Chin, T.S. dan J.C. Chen. 1987. Acute Toxicity of Ammonia to Larvae of the Tiger Prawn, *Penaeus monodon*. *Aquaculture*, 66 : 247-253
- Chien, Y.H. 1992. Water quality requirements and management for marine shrimp culture. In : Wyban, J. (Ed). *Proceeding of the special session on shrimp farming*. World Aquaculture Society, Baton Rounge, L.A., USA p : 144-156.

- Cole B.A dan C.E. Boyd. 1986. Feeding rate, Water Quality, and Channel catfish Production in Ponds. *Prog. Fish. Cult.*, 81 : 25-29.
- Colt, J. 1984. Computation of Dissolved Gas Concentration in Water as Funtions of Temperature, Salinity, and Presure. Amer. Fish. Soc. Spec. Pub. No. 14. 154 pp.
- Crab, R., Y. Avnimelech, T. Defoirdt, P. Bossier , and Verstraete. 2007. Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture*, 270 : 1–14.
- Davies P.S. 2005. *The Biologlgal Basis of Waste Water Treatment*. Strathkelvin Instrument Ltd. 19 hal.
- Davis, D. Allen, Samocha T.M., Boyd C.E. 2004. Acclimating Pacific White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, to Inland, Low-Salinity Waters. *Southern Regional Aquaculture Center (SRAC) Publication No. 2601*, June. USA
- Davis D.A., E. Amaya, J. Venero, O. Zelaya and D.B. Rouse. 2006. A Case Study on Feed Management to Improving Production and Economic Returns for The Semi Intensive Pond Production Of *Litopenaeus vannamei*. In Elizabeth L., Marie D.R., Salazar M.T., Lopez M.G.N. (eds.) *Advances en Nutrition Acuicola VIII* , Universiadad Autonoma de Nuevo Leon, Mexico. P 282-302.
- de Schryver, P.D. 2010. Poly- β -hydroxybutyrate as a microbial agent in aquaculture. *Disertasi* Ghent University. Faculty of Bioscience Engineering, 237 hal
- Djurle, C. 2003. Development of a model for simulation of biological sulphate reduction with hydrogen as energy source, modelling of bacterial competition using AQUASIM. [http: / / www.aquasim.eawag.ch /](http://www.aquasim.eawag.ch/)
- Duraiappah, A.K., A. Israngkura, dan S. Sae-Hae. 2000. Sustainable Shrimp Farming : estimations of a Survival Rate. CREED Working Paper No. 31. 21 hal.
- Durborow, R.M., D.M. Crosby, dan M.W. Brunson. 1997. Nitrite in Fish Pond. *SRAC Publication No. 462*. 4 hal.
- Ebeling, J. M., M. B. Timmons, and J.J. Bisogni. 2006. Engineering analysis of the stoichiometry of photoautotrophic, autotrophic, and heterotrophic removal of ammonia–nitrogen in aquaculture systems. *Aquaculture*, 257 : 346–358.
- Effendi, H. 2003. *Telaah Kualitas Air*. Penerbit Kanisius, Yogyakarta. 257 hal.
- Ekasari, J., R. Crab, and W. Verstraete. 2010. Primary Nutritional Content of Bioflocs Cultured with Different Organic carbon Sources and Salinity. *HAYATI Journal of Biosciences*, 17 (3) : 125-130.
- Eyre, B.D. dan Ferguson, A.J.P. 2002. Comparison of Carbon Production and Decomposition, Benthic Nutrient Fluxes and Denitrification an Seagrass, Phytoplankton, Benthic Microalgae and

- Macroalgae Dominated Warm Temperate Australian Lagoons. *Marine Ecology Progress Series*, 229:43-59.
- Far, H. Z., C. R. B. Saad, H. M. Daud, S. A. Harmin, and S. Shakibazadeh. 2009. Effect of *Bacillus subtilis* on the growth and survival rate of shrimp (*Litopenaeus vannamei*). *African Journal of Biotechnology*, 8 (14) : 3369-3376.
- Fast, A. W., K. E. Carpenter, V.J. Estilo, dan H.J. Gonzales. 1988. Effects Water Depth and Artificial Mixing on Dynamics of Philippines Brackishwater Shrimps Ponds. *Aquacul. Eng.*, 7 : 249-361.
- Ghosal, S. Rogers, M. and Wray, A. 2000. Turbulent Life of Phytoplankton. *Proceeding of The Summer Program 2000*, pp. 1-45.
- Goddard, S. 1996. *Feed Management in Intensive Aquaculture*, Springer, US. 194 hal.
- Hagopian, D.S. dan Riley, J.G. A closer look at the bacteriology of nitrification. *Aquacultural Engineering*, 18 : 223-244
- Hargreaves, J. A. 1999. Control of Clay Turbidity in Ponds. *Southern Regional Aquaculture Center (SRAC)*, Publication No.460. May.
- Hargreaves, J.A. dan C. S. Tucker. 2004. Managing Ammonia in Fish Ponds. *SRAC Publication* No. 4603. 8 hal.
- Hasan B.M.A., B. Guha, and S. Datta. 2012. Optimization of Feeding Efficiency for Cost Effective Production of *Penaeus monodon* Fabricius in Semi-Intensive Pond Culture System. *Aquaculture research & development*, 3 (6) : 1-7.
- Haung, H.J. 2003. Important tools to the success of shrimp aquaculture-Aeration and the applications of tea seed cake and probiotics. *Aqua International* :13-16.
- Howerton, R. 2001. Best Management Practices for Hawaiian Aquaculture. *Centre for Tropical and Subtropical Aquaculture*, Publication No. 148.
- Irianto, K. 2006. *Mikrobiologi, Mengungkap Dunia Mikroorganisme*. CV. Yrama Widya, , 256 hal.
- Jackson, C.J. and Wang, Y.G. 1998. Modelling Growth Rate of *Penaeus monodon* Fabricius in Intensive Managed Pond : Effect of Temperature, Pond Age, and Stocking Density. *Aquaculture Research*, 29 :27-36.
- Jameson, J.D. 2003. Role of probiotics in aquaculture practices. *Fishing Chimes* 23/9.
- Kelly, A.N. 1997. Paleolimnological Analysis of Sediments from Killarney Lake, Manitoba. *Thesis*. Department of Botany University of manitoba Winnipeg, Manitoba, Canada.

- Liboriussen L. and Jeppensen E. 2003. Temporal Dynamic in Epipellic, Pelagic and Epiphytic Algal Production in a Clear and a Turbid Shallow lake. *Fresh Water Biology*, 48 (3) : 418-431
- Lysakova, M., Kitner, M., and Poulickova A. 2007. The Epipellic Algae of Fishpond of Central and Northern Moravia (The Czech Republic). *Fottea, Olomouc*, 7(1): 69-75.
- Manser, R. and H. Siegrist. 2006. Activated Sludge –Biofilm Flocs. *Eawag News 60e*:28-30.
- Masuda, K. dan C.E. Boyd, 1994. Phosphorus fractions in soil and water of quaculture ponds built on clayey Ultisols at Auburn, Alabama. *J. World Aquacult. Soc.*, 25:379–395.
- McCarty, D.E. 1988. Essentials of Soil Mechanics and Foundation. Prentice Hall, Upper Saddle River, New Jersey, 730 hal.
- McComas, S. 2003. *Lake and Pond Management, Guide Book*. Lewis Publishers
- McIntosh, R.P. 2000. Changing paradigms in shrimp farming. *The Advocate*, April : 44-50.
- Metcalf dan Eddy. 1991. *Wastewater Engeenering : Treatment, Disposal, reuse*, 3rd ed. McGraw Hill, New York, 929 hal.
- Milleno, F.J. 1996. *Chemical Oceanography*. CRC. Boca Raton, FL. 469 hal.
- Moriarty D.J.W. 1999. Disease Control in Shrimp Aquaculture with Probiotic Bacteria. *Proceeding of 8th International Symposium on Microbial Ecology*. Bell C.R, Brylinsky M., Johnson-Green P. (Eds), Canada, pp 237-243.
- Picinska-Faltynowicz, J. 2007. Ecological Status of The River Nysa Luzycka (Lausitzer Neisse) Assessed by Epilithic Diatoms. *Proceeding of The 1st Central European Diatom meeting. Berlin*. Page : 129-134.
- Primavera, J.H. 1991. Intensive Prawn in The Philippines : Ecological, Social and Ecnomic Implication. *Ambio*. 20 : 28-33.
- Rittmann, B.E. dan P.L. McCarty. 2001. *Environmental biotechnology – principles and application*, McGraw Hill International Edition, Singapore, 754 hal.
- Rodgers, J.H. 2008. Algal Toxins in Pond Aquaculture. *SRAC Publication* No. 4605. 8 hal
- Round, F.E. 1993. *A Review and Methods for The use of Epilithic Diatoms for Detecting and Monitoring Change in River Water Quality. Methods for The Examination of Water and Associated Materials*. HMSO Books, London.
- Santhosh, B. and Singh, N.P., (2007), Guidelines for water quality management for fish culture in Tripura, ICAR Research Complex for NEH Region, Tripura Center, Publication no.29

- Sawyer, C.N. dan M.C. Carty. 1978. *Chemistry of Environmental Engineering*. Third edition. McGraw-Hill Book Company, Tokyo. 532 hal.
- Schwedler, T.E. dan C.S. Tucker. 1983. Empirical Relationship between Percent Methemoglobin in Channel Catfish and Dissolved Nitrite and Chloride in Ponds. *Trans. Amer. Fish. Soc.*, 112 : 117-119
- Sharma, S.R., K.M. Shankar, M.L. Sathyanarayana, A.K. Sahoo, R. Patil, H.D. Narayanaswamy, and S. Rao. 2010. Evaluation of immune response and resistance to diseases in tiger shrimp *Penaeus monodon* fed with biofilm of *Vibrio alginolyticus*. *Fish & Shellfish Immunology* 29 : 724-732.
- Shigeno, K. 1978. Problems in Prawn Culture. Amerind Publishing Co. New Dehl. 103 pp.
- Shilo, M. 1967. Formation and mode of action of algal toxins. *Bacteriol Reviews* 31:180-193.
- Smith, V.J., J.H. Brown, and C. Hauton. 2003. Immunostimulant in Crustacea : Does It Really Protect against Infection? *Fish and Shellfish Immunology* 15:71-90
- Supono. 2008. Analisis Diatom Epipellic Sebagai Indikator Kualitas Lingkungan Tambak Untuk Budidaya Udang. *Tesis*. Universitas Diponegoro. 92 hal.
- Supono. 2010. Analisis keragaan lele dumbo (*Clarias gariepinus*) yang dipelihara pada skala intensif dengan sistem zero water exchange. *Prosiding Seminar Nasional dan Rapat Tahunan Dekan bidang Ilmu-Ilmu Pertanian BKSPN Wilayah Barat*. :1126-1129.
- Supono. 2011. Studi perbandingan keragaan udang windu (*Penaeus monodon*) dan udang putih (*Litopenaeus vannamei*) pada tambak semi plastik. *Pena Akuatika*. 3 (1) : 1-8.
- Supono, J. Hutabarat, S.B. Prayitno, dan Y.S. Darmanto. 2014. White Shrimp (*Litopenaeus vannamei*) Culture Using Heterotrophic aquaculture System on Nursery Phase. *International Journal of waste Resources* 4 (2) :1000142.
- Stumm W. And Morgan J.J. 1996. *Aquatic Chemistry : Chemical Equilibria and rates in natural Waters*. John Wiley & Sons Inc. New York. 1022 hal.
- Tebbut T.H.Y. 1992. *Principles of Water Quality Control*. Fourth edition, Pergamon Press, Oxford. 251 hal.
- Swingle, H.S. 1969. *Methods of Analysis for Waters , Organic Matter, and Pond Bottom Soils used in Fisheries Research*. Auburn University, Auburn, Alabama. 119 hal.
- Taylor, J.C., Yuuren, J.V., Pieterse, A.J.H. 2007. The Application and Testing of Diatom-Based Indices in the Vaal and Rivers, South Africa. *Water SA*, 33 (1), January.
- Ulitzer, S. 1973. The amphipathic nature of *Prymnesium parvum* hemolysin. *Biochemica et Biophysica Acta* 298:673-679.

- Verhagen, F.J.M., H. Duyts, dan Laanbroek H.J. 1992. Competition for Ammonium between Nitrifying and Heterotrophic Bacteria in Continuously Percolated Soil Columns. *Applied and Environmental Microbiology*, 58 (10) : 3303-3311.
- Volk A.V. dan M.F. Wheeler . 1993. *Mikrobiologi Dasar*. Penerbit Erlangga. Edisi ke lima :396 hal.
- Wasielisky, W, Bianchini, A, Sanchez, C.C, dan Poersch, L.H. 2003. The effect of Temperature, Salinity and Nitrogen Products on Food Consumption of Pink Farfantepenaeus paulensis. *Brazilian Archives of Biology and Technology*. 46 : 135-141
- Wetzel, R.G. 1975. *Limnology*. W.B. Saunders Co., Philadelphia. 743 hal.
- World Health Organization (WHO). 2003. Guidelines for safe recreational water environments. Vol. 1. Coastal and Fresh Waters, WHO, Geneva, Switzerland.
- Wilkinson, S. 2002. The Use of Lime, Gypsum, Alum, and Potassium Permanganate in Water Quality Management. *Aquaculture Asia*. 7(2) : 12 -14.
- Wurts , W.A. dan Durborow, R.M. 1992. *Interactions of pH, Carbon Dioxide, Alkalinity and Hardness in Fish Ponds*. Southern Regional Aquaculture Center, Publication No. 464, Desember
- Wurts, W.A. 1993. Dealing with oxygen depletion in ponds. *World Aquaculture*, 24 : 108-109
- Wurts, W. A. and M. P. Masser. 2013. Liming Ponds for Aquaculture. *Southern Regional Aquaculture Center*. Publication No. 4100.
- Zelaya, O, Boyd, C.E., Coddington, D.R., Green B.W. 2001. Effect of Water Recirculation on Water Quality and Bottom Soil in Aquaculture Ponds. Ninth Work Plan, *Effluent and Pollution Research 4*. Department of Fisheries and Allied Aquacultures, Auburn University, Alabama, USA
- Zimba, P.V., M. Rowan and R.Triemer. 2004. Identification of euglenoid algae that produce ichthyotoxin(s). *Journal of Fish Diseases* 27:115-117.
- Zonneveld, N., E.A. Huiman, dan J.H. Boon. 1991. *Prinsip-Prinsip Budidaya Ikan*. PT Gramedia Pustaka Utama, 318 hal.
- Zhou J.. 2003. Application of immunostimulants in larviculture: Feasibility and challenges. *Aquaculture Asia*, 8 (4) :19-22.

Supono. Lahir di Salatiga, Jawa Tengah pada tanggal 2 Oktober 1970. Setelah tamat SMA, pada tahun 1990 Penulis melanjutkan kuliah di Jurusan Perikanan Fakultas Peternakan Universitas Diponegoro. Setelah lulus sarjana (S1), Penulis bekerja di perusahaan tambak udang PT CP. Bratasena Kabupaten Tulang Bawang, Lampung sebagai teknisi/supervisi *Aquaculture Division* pada tahun 1995-2004. Selama bekerja di perusahaan tambak udang tersebut Penulis banyak belajar mengenai manajemen kualitas air dan teknik budidaya udang baik udang windu (*Penaeus monodon*) maupun udang putih (*Litopenaeus vannamei*).

Pada tahun 2005, Penulis bekerja sebagai dosen tetap pada Program Studi Budidaya Perairan Universitas Lampung dan berkesempatan melanjutkan studi S2 sampai S3 pada tahun 2006-2008 dan 2010-2014 pada program studi Manajemen Sumberdaya Pantai (Undip) dengan mengambil konsentrasi Manajemen Budidaya perairan. Mata kuliah yang diampu Penulis antara lain: Manajemen Kualitas Air dan Teknologi Produksi Udang.

Saat ini Penulis banyak melakukan penelitian-penelitian baik dengan teman sejawat atau melibatkan mahasiswa terutama dalam bidang rekayasa akuakultur dan sistem heterorof (biofloc) baik terhadap ikan maupun udang. Penulis saat ini juga sedang mengembangkan budidaya udang salinitas rendah di Kecamatan Pasir sakti Kabupaten Lampung Timur.

MANAJEMEN KUALITAS AIR UNTUK BUDIDAYA UDANG

Salah satu faktor penentu keberhasilan budidaya udang adalah manajemen kualitas air. Kualitas air mempengaruhi pertumbuhan, tingkat kesehatan, dan kelangsungan hidup udang. Kualitas air yang buruk akan menyebabkan udang mengalami stres, imunitas menurun, dan pathogen berkembang pesat sehingga udang mudah terserang penyakit.

Buku Manajemen Kualitas Air untuk Budidaya Udang ini berisi tentang peranan lingkungan tambak sebagai media budidaya udang, manajemen kualitas air, manajemen kualitas tanah, *benthic diatom*, senyawa beracun dalam kolam, dinamika ekosistem kolam, bahan kimia dalam akuakultur, Manajemen kualitas air dan tanah, sistem heterotrof dalam akuakultur serta prosedur pengukuran sampel. Disamping berisi tentang teori-teori yang berkaitan dengan akuakultur, buku ini juga berisi tentang permasalahan-permasalahan yang muncul dalam budidaya udang yang berkaitan dengan penurunan kualitas air. Buku ini dapat dijadikan rujukan bagi akademisi dan praktisi budidaya udang yang ingin mendalami tentang kualitas air dan manajemen kualitas air terutama pada budidaya udang.

