



Australian Government

**Australian Centre for
International Agricultural Research**

**PENGELOLAAN PEMBENIHAN
KERAPU MACAN (*Epinephelus
fuscoguttatus*):**

Suatu panduan praktik terbaik





1. Kementerian Kelautan dan Perikanan, Pusat Penelitian dan Pengembangan Perikanan Budi daya, Pasar Minggu, Jakarta, Indonesia
2. Fakultas Kedokteran Hewan, Universitas Sydney, Australia
3. Kementerian Kelautan dan Perikanan, Balai Besar Penelitian dan Pengembangan Perikanan Budi daya Laut, Gondol, Bali, Indonesia
4. Pelayanan Terpadu untuk Pengembangan Akuakultur dan Perikanan, Iloilo, Filipina

**PENGELOLAAN PEMBENIHAN
KERAPU MACAN (*Epinephelus
fuscoguttatus*):**

Suatu panduan praktik terbaik

Ketut Sugama¹, Michael A. Rimmer², Suko Ismi³,
Isti Koesharyani¹, Ketut Suwirya³, N.A. Giri¹ dan
Veronica R. Alava⁴



ACIAR

aciar.gov.au

2013

Pusat Penelitian Pertanian Internasional Australia atau the Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR) didirikan pada bulan Juni 1982 berdasarkan Undang-Undang Parlemen Australia. ACIAR bekerja sebagai bagian dari program kerja sama pembangunan internasional Australia, dengan misi untuk mencapai sistem pertanian yang lebih produktif dan berkelanjutan, untuk kepentingan negara-negara berkembang dan Australia. ACIAR melakukan penelitian melalui kerjasama antara para peneliti Australia dengan para peneliti negara berkembang dalam bidang yang mana Australia memiliki kompetensi penelitian khusus. ACIAR juga mengelola kontribusi Australia untuk Pusat Penelitian Pertanian Internasional.

Apabila nama dagang digunakan, hal ini tidak berarti adanya dukungan atau diskriminasi terhadap produk tersebut oleh ACIAR.

SERIAL MONOGRAFI ACIAR

Seri ini berisikan hasil penelitian yang didukung oleh ACIAR, atau materi yang dianggap relevan dengan tujuan penelitian dan pengembangan ACIAR. Serial ini didistribusikan secara internasional, terutama untuk negara-negara berkembang.

© Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR) 2013

Karya ini adalah hak cipta. Selain penggunaan yang diizinkan dalam Undang-Undang Hak Cipta 1968, tidak ada bagian yang boleh direproduksi dengan cara apapun tanpa izin tertulis dari ACIAR, GPO Box 1571, Canberra ACT 2601, Australia, aciars@aciars.gov.au

Sebelumnya diterbitkan dalam bahasa Inggris pada tahun 2012 sebagai Monograf No. 149

Sugama K., Rimmer M.A., Ismi S., Koesharyani I., Suwirya K., Giri N.A. dan Alava V.R. 2013. Pengelolaan pembenihan kerapu macan (*Epinephelus fuscoguttatus*): suatu panduan praktik terbaik. Monograf ACIAR No. 149a. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra. 66 hal.

Monograf ACIAR No. 149a

Monograf ACIAR – ISSN 1031-8194 (cetak),
ISSN 1447-090X (online)

ISBN 978 1 921962 94 3 (cetak)
ISBN 978 1 921962 95 0 (online)

Editing teknis oleh Mary Webb, Canberra
Terjemahan oleh Hilda Lionata, ditinjau oleh Ketut Sugama
Desain oleh www.whitefox.com.au
Dicetak oleh CanPrint Communications

Kata pengantar

Pembudidayaan jenis ikan sirip yang bernilai tinggi, seperti ikan kerapu, merupakan suatu industri yang semakin penting di seluruh wilayah Asia–Pasifik dan merupakan salah satu kegiatan budi daya yang menyediakan lapangan pekerjaan bagi petani skala kecil di seluruh Asia. Di masa lalu, kendala utama yang dihadapi dalam pengembangan budidaya kerapu adalah terbatasnya pasokan ‘benih sebar’— untuk dibesarkan dalam keramba jaring apung (KJA) atau dalam tambak—sebelum dijual ke pasar.

Kerja sama penelitian yang telah dilakukan oleh para peneliti Australia, Indonesia dan Philipina telah berhasil menciptakan teknologi pembenihan dalam tempat pembenihan. The Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR) juga telah memberikan kontribusi nyata terhadap keberhasilan ini dengan memberi bantuan pendanaan kepada lembaga penelitian dan pengembangan di kawasan Asia–Pasifik.

Teknologi yang diciptakan dari hasil penelitian ini kini telah diadopsi oleh masyarakat dan sudah komersial, khususnya di Indonesia, Teknologi pembenihan kerapu macan juga dikembangkan di Australia dan beberapa negara Asia lainnya. Benih yang diproduksi di Indonesia selain digunakan di dalam negeri juga diekspor ke negara Singapura, Malaysia, Vietnam, Thailand, Taiwan, Hong Kong dan Cina. Berkembangnya industri pembenihan ikan kerapu macan ini dapat meningkatkan pendapatan petani, menambah lapangan pekerjaan bagi penduduk dan meningkatkan devisa negara melalui ekspor benih.

Panduan ini menyediakan petunjuk teknis cara memproduksi ikan kerapu macan hingga ukuran gelondongan. Panduan ini menjelaskan petunjuk tehnik terbaik dari metode pemeliharaan induk, pemijahan, inkubasi telur dan pemeliharaan larva sampai berukuran 2–3 cm, serta ikan yang sudah bermetamorfosis seluruhnya. Petunjuk teknis ini telah disempurnakan dan dikembangkan berdasarkan hasil penelitian yang didanai ACIAR, isinya lebih disempurnakan dengan menambah tehnik hasil pengalaman para ilmuwan Indonesia, Filipina dan Australia serta para pelaku produsen benih di tempat pembenihan komersial, juga dilengkapi dengan informasi dari publikasi ilmiah yang telah diterbitkan. Panduan pembenihan ini memberikan bantuan yang berharga untuk meningkatkan ketersediaan benih sebar ikan kerapu untuk mendukung pembudidayaan berskala kecil yang berkelanjutan di wilayah Asia–Pasifik.



Nick Austin
Direktur Eksekutif, ACIAR



Daftar Isi

Kata Pengantar	3
Ucapan Terima Kasih	6
Singkatan	6
Pendahuluan	7
Kerapu macan	8
Teknologi pembenihan ikan kerapu macan	11
Desain dan pengoperasian tempat pembenihan	15
Indukan dan pemijahannya	17
Indukan	17
Tangki indukan	19
Pengelolaan indukan	22
Prosedur penanganan telur	27
Pengumpulan telur	27
Disinfeksi	28
Inkubasi	28
Evaluasi kualitatif telur	30
Perkiraan kuantitatif tingkat pembuahan dan penetasan	31
Tangki penebaran larva	33
Prosedur pemeliharaan larva	35
Tangki pemeliharaan larva	35
Perkembangan larva	37
Pemeliharaan larva	41
Peningkatan nutrisi dengan pakan hidup	46
Permasalahan dalam pemeliharaan larva	47
Mortalitas agregat permukaan	47
Mortalitas larva pada awal makan	47
<i>Viral nervous necrosis</i> (VNN)	47
Sindrom 'Shock'	49
Kanibalisme	49
Produksi benih	51
Lampiran 1: Prosedur disinfeksi hatcheri ikan laut bersirip	53
Lampiran 2: Contoh lembar data untuk tempat pembenihan ikan laut bersirip	59
Acuan	63

Ucapan Terima Kasih

Publikasi ini merupakan hasil dari proyek ACIAR FIS/2002/077, 'Perbaikan teknologi pembenihan dan pembesaran ikan laut bersirip di wilayah Asia-Pasifik'. Kami mengucapkan terima kasih kepada para pimpinan lembaga mitra kerja atas bantuannya dalam segala bidang hingga penelitian ini terlaksana dan berhasil, terutama kepada:

- > Departemen Tenaga Kerja, Pengembangan Ekonomi dan Inovasi, *Northern Fisheries Centre*, Cairns, Queensland, Australia
- > *Commonwealth Scientific and Industrial Research Organisation (CSIRO)*, Laboratorium Riset Kelautan, Cleveland, Queensland, Australia
- > Kementerian Kelautan dan Perikanan, Balai Besar Penelitian dan Pengembangan Perikanan Budi daya Laut, Gondol, Bali, Indonesia
- > Kementerian Kelautan dan Perikanan, Balai Penelitian dan Pengembangan Budi daya Air Payau, Maros, Sulawesi Selatan, Indonesia
- > Universitas Sam Ratulangi, Manado, Sulawesi Utara, Indonesia
- > Pelayanan Terpadu untuk Pengembangan Akuakultur dan Perikanan, Iloilo, Filipina
- > Balai Penelitian Akuakultur No 1, Bac Ninh, Vietnam
- > Jaringan Pusat Akuakultur di Asia-Pasifik, Bangkok, Thailand.

Kami juga mengucapkan terima kasih kepada Dr John D. Humphrey (*University of Sydney*) untuk komentarnya pada rancangan naskah dan untuk menyediakan prosedur disinfeksi yang tersusun di Lampiran 1, Dr Kevin C. Williams (CSIRO) untuk menyediakan formula vitamin suplemen dan formula pakan transglutaminase serta metodologinya, Dr Richard Knuckey (DEEDI) untuk foto-foto tahapan perkembangan larvanya, Pusat Akuakultur Rajiv Gandhi (Otoritas Pengembangan Produk Ekspor Kelautan), India, untuk akses ke fasilitasnya guna mengambil foto untuk panduan ini, dan kepada Dr Stuart Rowland yang telah meninjau rancangan naskah publikasi ini untuk meningkatkan kepraktisan dan keterbacaannya.

Singkatan

ACIAR	Australian Centre for International Agricultural Research/ Pusat Penelitian Pertanian Internasional Australia
DAH	hari setelah menetas
DHA	DHA asam dokosaheksaenoik (22:6n-3)
ppm	bagian per sejuta
ppt	bagian per seribu
RIM	<i>Research Institute for Mariculture/ Balai Besar Penelitian dan Pengembangan Perikanan Budi daya Laut (Gondol, Bali, Indonesia)</i>
S	small/kecil (jenis rotifer — <i>Brachionus rotundiformis</i>)
SS	super-small/super kecil (jenis rotifer — <i>B. rotundiformis</i>)
TL	total length/ Panjang total
VNN	<i>viral nervous necrosis</i>

Pendahuluan

Ikan kerapu termasuk dalam subfamilia Epinephelinae, familia Serranidae, dan merupakan ikan yang penting secara komersial, terutama untuk pasar ikan hidup di Asia seperti Hong Kong, Cina, Taiwan, Singapura dan Malaysia (Johnston dan Yeeting 2006). Tiga jenis ikan kerapu hidup yang umum dipasarkan diwakili oleh genus: *Epinephelus*, *Cromileptes* dan *Plectropomus*. Harga jual ikan kerapu hidup sangat mahal sehingga merangsang pelaku usaha untuk membudidayakannya (Rimmer dkk. 2004).

Ikan kerapu tersebar luas di seluruh wilayah Indo-Pasifik, dari selatan Jepang ke Palau, Guam, Kaledonia Baru, selatan Queensland, Australia, dan Samudera Hindia timur, dari Kepulauan Andaman dan Nikobar ke Broome, Australia Barat. Di Indonesia, ikan kerapu dapat ditemukan di daerah pesisir dan perairan laut di seluruh nusantara. Kerapu termasuk jenis ikan karnivora yang memangsa ikan kecil dan udang-udangan (krustasea). Ikan kerapu bersifat hermafrodit protogini yaitu lahir sebagai betina dan kemudian berubah menjadi jantan saat mereka tumbuh dewasa.

Kerapu macan (*Epinephelus fuscoguttatus*) adalah kerapu yang berukuran besar (panjang total; TL/total length dapat mencapai 120 cm) dan tersebar luas di wilayah Indo-Pasifik. Sepuluh tahun terakhir ini ikan kerapu menjadi ikan favorit untuk dibudidayakan karena pertumbuhannya yang cepat, daya tahannya yang kuat terhadap perubahan lingkungan dan harga pasarnya yang baik. Panduan ini menyediakan petunjuk teknis dalam mengelola hatcheri untuk memproduksi benih ikan kerapu macan. Pedoman ini disusun berdasarkan hasil penelitian dan pengalaman para penulis baik dalam percobaan maupun dalam produksi pembenihan skala kecil yang komersial.

Kerapu Macan

Meskipun nama perdagangan internasional yang tepat untuk *E. fuscoguttatus* adalah 'kerapu marmer coklat', ikan ini umumnya dikenal sebagai 'ikan kerapu macan' di seluruh Asia. Beberapa nama umum lainnya tercantum dalam Tabel 1. *Epinephelus fuscoguttatus* mempunyai warna kuning kecoklatan sampai coklat muda dengan percakan coklat gelap yang tidak beraturan bentuknya pada kepala, punggung dan kedua sisi tubuhnya (Gambar 1). Kepala, tubuh dan sirip memiliki bintik-bintik gelap kecil dan tempat pelana hitam di pangkal ekor. Ikan ini memiliki 11 duri punggung, 14–15 buah ruas lunak pada sirip punggungnya, 3 duri anal dan 8 duri lunak anal.

Spesies ini sering dikacaukan oleh kerapu jenis lain yang sangat mirip yaitu, *Epinephelus polyphekadion*, karena kemiripan dalam pola warnanya. *Epinephelus fuscoguttatus* memiliki lekukan di profil kepala di atas mata dan membran sirip punggung yang lebih dalam. *Epinephelus polyphekadion* memiliki lebih sedikit ruas pada sirip dada (16 atau 17, dibandingkan dengan 18–20 pada *E. fuscoguttatus*), umumnya lebih sedikit tapis insang bawah (16–18, dibandingkan dengan 17–21 untuk *E. fuscoguttatus*), profil kepala punggung yang halus dan cembung, dan membran sirip punggung interspina yang tidak begitu dalam (Heemstra dan Randall 1993). Untuk deskripsi yang rinci dari kedua spesies tersebut, kunjungi FishBase (<www.fishbase.org>). *Epinephelus microdon*, yang kadang-kadang disebutkan dalam literatur akuakultur sebenarnya sama dengan *E. polyphekadion*. Walaupun *E. polyphekadion* seringkali dijual bersama-sama dengan spesies ikan karang yang masih hidup, permintaan untuk gelondongan *E. polyphekadion* hanya sedikit karena pertumbuhan ikan tersebut jauh lebih lambat dibandingkan dengan *E. fuscoguttatus* (James dkk. 1998).

Kerapu macan tersebar secara luas di wilayah Indo-Pasifik: dari Laut Merah dan Afrika Timur, bagian timur seperti Samoa dan Kepulauan Phoenix, utara Jepang dan selatan Australia (Gambar 2). Di alam liar, kerapu macan ditemukan berasosiasi dengan terumbu karang, pada kedalaman berkisar antara 1 sampai 60 m. Ikan tersebut dilaporkan dapat mencapai TL 120 cm. Seperti ikan kerapu lainnya, kerapu macan bersifat karnivora, dan dalam isi perutnya dilaporkan ditemukan sisa-sisa pakan berupa ikan, kepiting, dan cephalopoda (Heemstra dan Randall 1993).

Tabel 1 Daftar nama-nama umum *Epinephelus fuscoguttatus* (berbagai sumber)

Nama umum	Negara/wilayah
Tiger grouper	Nama berbahasa Inggris — penggunaan umum
Brown-marbled grouper	Nama berbahasa Inggris — perdagangan
Flowery cod	Australia
<i>Lo fu pan</i>	Hong Kong
<i>Kala cobra</i>	India (Kepulauan Andaman)
<i>Kerapu macan</i>	Indonesia
<i>Kerapu kodok</i>	Aceh, Indonesia
<i>Kerapu hitam</i>	Malaysia
<i>Lapu-lapu</i>	Filipina
<i>Kerapu hitam, lao hu ban</i>	Singapura
<i>Pla karang-lai-hin-on</i>	Thailand
<i>Ca song hoa nau</i>	Vietnam



Gambar 1 Seekor kerapu macan di Great Barrier Reef, Australia yang secara lokal dikenal sebagai ‘flowery cod’ (Foto: Great Barrier Reef Marine Park Authority)



Gambar 2 Peta penyebaran *Epinephelus fuscoguttatus* — lokasi penangkapan yang dilaporkan ditampilkan sebagai titik-titik merah (Sumber: AquaMaps 2010)

Teknologi pembenihan ikan kerapu macan

Dalam sepuluh tahun terakhir, cukup banyak penelitian yang diarahkan untuk mengembangkan teknologi pembuahan buatan dan pemeliharaan larva ikan kerapu. Teknologi pembenihan kerapu telah dirintis oleh Balai Besar Penelitian dan Pengembangan Perikanan Budi daya Laut (*RIM, Research Institute for Mariculture*) di Gondol, Bali, Indonesia. Sejak tahun 1998 perbaikan teknik pembenihan kerapu terus menerus dilakukan dan penerapan teknologi pembenihan secara komersil telah dilakukan. Usaha tersebut dapat memproduksi benih secara masal dan keberhasilan ini memicu berkembangnya usaha pembesaran ikan kerapu di Indonesia (Sugama dkk. 2001, 2002).

Selanjutnya, RIM Gondol, didukung oleh the Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR), telah memperbaiki teknologi produksi gelondongan kerapu dengan melakukan serangkaian kegiatan penelitian. Pelaksanaan penelitian juga dilakukan melalui kerja sama dengan para ilmuwan dari Australia, Filipina dan lembaga lain di Indonesia. Sejak tahun 2000, RIM Gondol telah berhasil memproduksi gelondongan kerapu macan (Gambar 3), dan teknik produksi benih yang dikembangkan oleh RIM Gondol telah banyak diadopsi oleh pelaku budidaya di Bali Utara, Jawa Timur (Situbondo) dan Sumatera Selatan (Lampung).

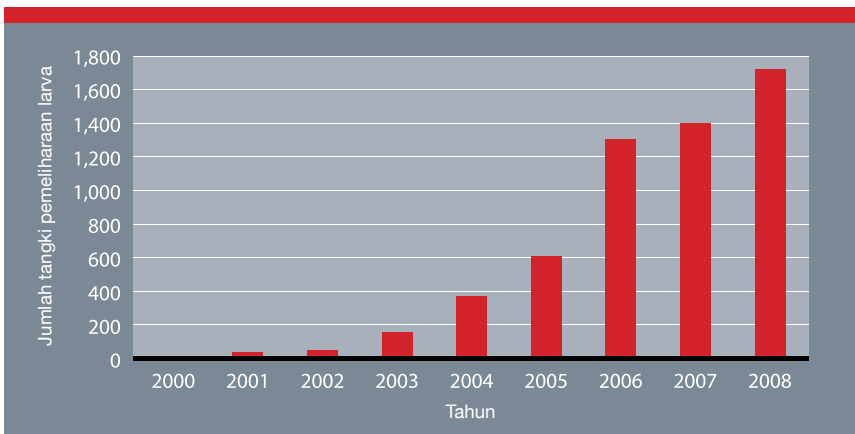


Gambar 3 Gelondongan ikan kerapu macan hasil pembenihan (Foto: Sih Yang Sim)

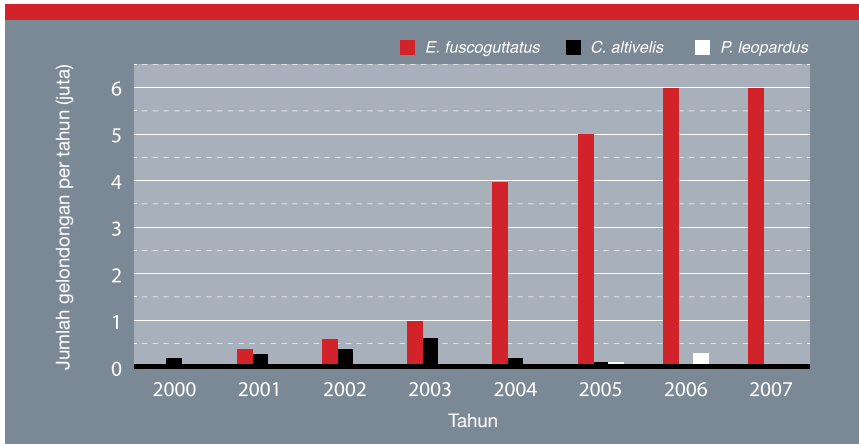
Pengembangan teknologi di RIM Gondol telah memberikan rangsangan kuat untuk pengembangan pembenihan komersial di daerah sekitarnya. Di utara Bali, kabupaten Buleleng, jumlah bak pembenihan yang digunakan untuk memproduksi gelondongan kerapu (Gambar 4) terus meningkat dengan stabil. Selain memproduksi ikan kerapu macan, tempat tersebut juga memproduksi kerapu bebek (*Cromileptes altivelis*) dan kerapu sunu (*Plectropomus leopardus*) dalam jumlah kecil. Produksi utamanya adalah kerapu macan, karena permintaannya yang tinggi dari para pembudi daya di seluruh Indonesia dan manca negara (Gambar 5).

Jutaan gelondongan kerapu macan telah dipasarkan, tidak hanya untuk pasar domestik, tetapi juga diekspor ke negara-negara tetangga, termasuk Singapura, Malaysia, Vietnam, Thailand, Taiwan, Hong Kong dan Cina. Teknik pembenihan yang dikembangkan oleh RIM Gondol kini telah dialihkan ke sektor swasta, dan dilaporkan telah memberikan kontribusi bagi pendapatan petani dan kesempatan kerja serta pendapatan ekspor (Heerin 2002; Siar dkk. 2002).

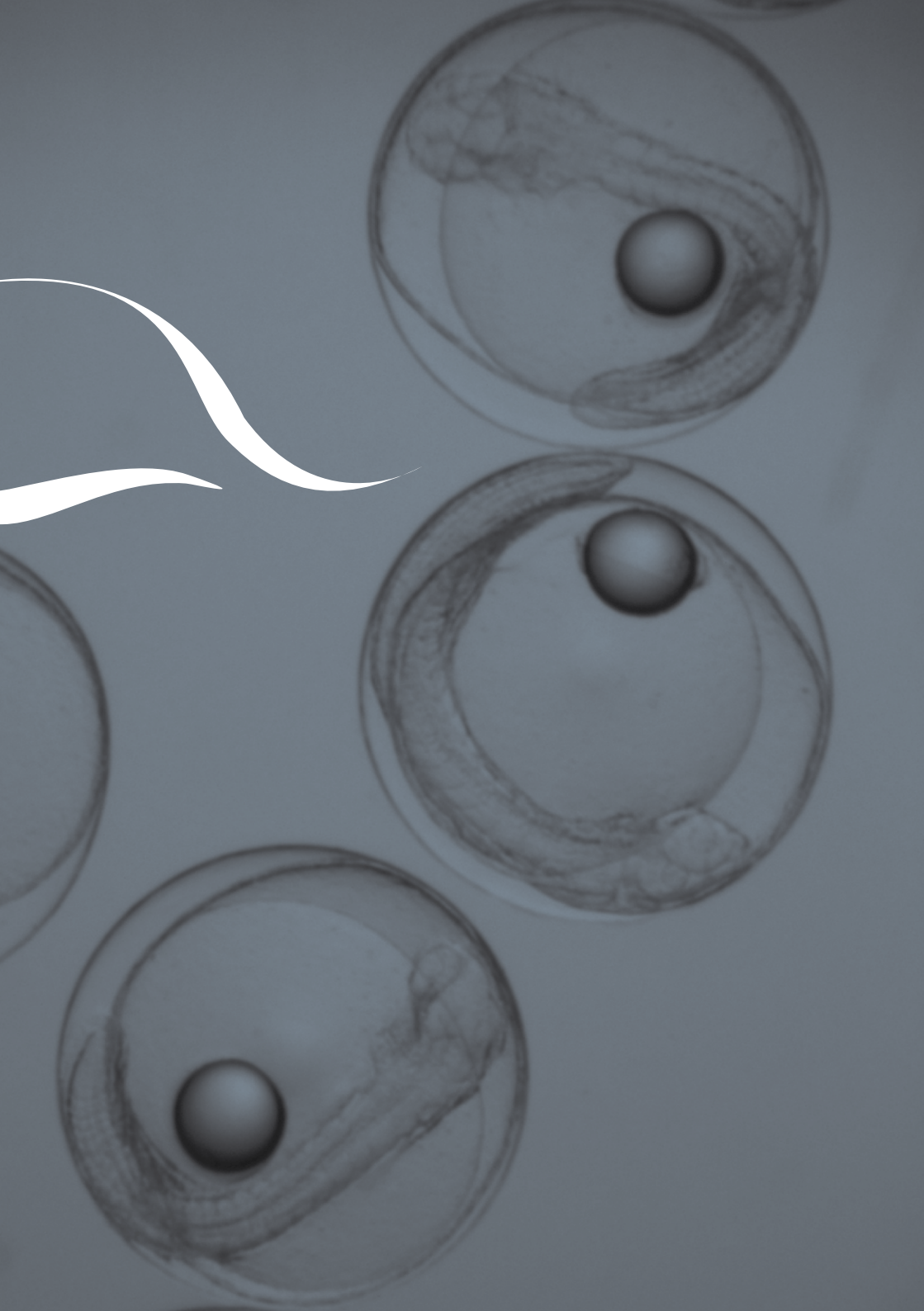
Teknologi pembenihan yang dikembangkan melalui penelitian ACIAR dan proyek-proyek pembangunan juga telah diadopsi oleh tempat pembenihan milik pemerintah dan milik komersial di Australia (Rimmer dan McBride 2008) serta di banyak negara lain. Teknologi ini telah dimasukkan dalam Kursus Pelatihan Produksi Pembenihan Kerapu yang diadakan setiap tahun melalui Jaringan Ikan Laut Bersirip Asia Pasifik (*Asia-Pacific Marine Finfish Network*). Pada tahun 2008 program ini telah melatih lebih dari 100 orang dari 21 negara dalam hal teknologi pembenihan kerapu.



Gambar 4 Jumlah total tangki pemeliharaan larva yang menghasilkan gelondongan kerapu di tempat pembenihan yang ada di Kabupaten Buleleng, Bali utara



Gambar 5 Jumlah total gelondongan ikan kerapu macan (*Epinephelus fuscoguttatus*), kerapu tikus (*Cromileptes altivelis*) dan kerapu sunu (*Plectropomus leopardus*) yang diproduksi setiap tahun oleh tempat pembenihan di Kabupaten Buleleng, Bali utara



Desain dan Pengoperasian Tempat Pembenihan

Desain tempat pembenihan untuk memproduksi gelondongan ikan laut bersirip skala kecil, termasuk kerapu, tercakup dalam buku yang berjudul 'Panduan Teknologi Pembenihan Ikan Laut Bersirip Skala Kecil/A *guide to small-scale marine finfish hatchery technology*' (Sim dkk. 2005). Namun, komponen utama yang perlu diperhatikan dalam desain dan pengoperasian tempat pembenihan, terlepas jenis skalanya, adalah pelaksanaan biosekuriti untuk mengurangi timbulnya penyakit, terutama VNN (*viral nervous necrosis*). Desain dan praktik biosekuriti tidak akan dibahas secara rinci dalam buku ini, namun hal-hal utama dari praktik terbaik biosekuriti telah dirangkum dalam Kotak 1.

Untuk lebih mendukung biosekuriti dan mengurangi timbulnya penyakit, tempat pembenihan harus diletakkan jauh dari fasilitas dan kegiatan budidaya ikan lainnya, khususnya limbah dari tempat pembenihan lain, pendederan dan pembesaran.

Fitur-fitur penting biosekuriti untuk tempat pembenihan

- > Pemisahan berbagai area fungsional (area indukan, produksi pakan hidup, pemeliharaan larva dll) dengan tempat cuci kaki dan cuci tangan pada titik-titik akses (Gambar 6)
- > Akses ke lokasi pembenihan terbatas hanya bagi orang yang berkepentingan
- > Disinfeksi dan pembilasan yang seksama pada semua perlengkapan, termasuk perlengkapan untuk memantau kualitas air, jaring, baskom, dll sebelum digunakan dan ketika dipindahkan antar tempat
- > Karantina ikan baru (indukan, larva atau gelondongan)
- > Pengelompokan produksi larva, dengan disinfeksi dan pengeringan tempat pembenihan antara kelompok
- > Pelatihan staf dalam hal biosekuriti dan pengelolaan kesehatan
- > Pemisahan yang ketat pada kelompok ikan yang terindikasi terinfeksi penyakit
- > Pemantauan yang teratur terhadap kuman dan penyakit serta diagnosis cepat dari setiap kejadian penyakit
- > Optimalisasi kualitas air dan nutrisi untuk meningkatkan kesehatan secara keseluruhan dan ketahanan larva.



Gambar 6 Untuk memastikan biosekuriti, tempat pembenihan ikan harus dilengkapi dengan pintu yang dapat dikunci dan masing-masing tempat masuk harus dilengkapi dengan tempat cuci tangan dan kaki. Terdapat papan peringatan yang berisi petunjuk untuk mendisinfeksi tangan dan alas kaki ketika memasuki lokasi (inset) dan peringatan larangan masuk bagi pengunjung yang tidak berkepentingan (Foto: M. Rimmer)

Indukan dan pemijahannya

Indukan

Cara Perolehan

Seleksi dan pencatatan calon indukan yang akan digunakan untuk pembenihan sangatlah penting. Indukan kerapu macan (Gambar 7) dapat diperoleh dengan cara menangkap atau membeli ikan liar. Induk jantan dan betina dewasa sukar untuk dibedakan dari penampakan luarnya, oleh karena itu diperlukan ikan dalam berbagai ukuran.



Gambar 7 Indukan kerapu macan dipelihara dalam tangki fiberglass di *Northern Fisheries Centre*, Cairns, Queensland, Australia. Bahan yang tampak di belakang adalah habitat buatan yang meniru habitat terumbu karang yang disukai ikan kerapu macan. (Foto: *Queensland Department of Primary Industries and Fisheries*)

Kerapu macan, seperti anggota subfamili Epinephelinae lainnya, memiliki sifat hermafrodit protogini, yaitu tumbuh dewasa sebagai betina pada awalnya, dan kemudian berganti kelamin menjadi jantan pada usia yang lebih lanjut (Pir dkk. 2007). Ukuran terkecil kerapu macan dewasa yang ditangkap dari alam liar yang tercatat di RIM Gondol adalah 3,7 kg (betina) dan 8,2 kg (jantan). Di Filipina, ukuran terkecil yang tercatat dari kerapu macan dewasa yang tumbuh di penangkaran dan diberi makan pelet kering adalah 2,2 kg (betina) dan 3,5 kg (jantan).

Cara lain untuk memperoleh indukan adalah dengan cara membesarkan ikan hasil pembenihan. Ikan yang dibesarkan di keramba, kolam atau tangki, sudah terbiasa dengan kondisi pembudidayaan sehingga lebih mudah dijadikan indukan. Namun, diperlukan waktu sekitar 4 tahun untuk membesarkan kerapu macan juvenil hingga mencapai ukuran indukan. Moretti dkk. (1999) mencatat sifat-sifat yang dapat dijadikan indikator untuk memilih induk ikan yang baik pada seabass Eropa (*Dicentrarchus labrax*) dan ikan *gilthead seabream* (*Sparus aurata*). Indikator tersebut dapat diterapkan pada ikan kerapu, diantaranya:

- > Bentuk tubuh dan warna yang normal
- > Tidak adanya kelainan bentuk tulang
- > Status yang sehat secara keseluruhan, yaitu tidak adanya luka yang besar, pendarahan, infeksi dan parasit
- > Perilaku yang normal, seperti reaksi yang baik terhadap pemberian makanan, daya apung yang terkendali agar dapat mempertahankan posisi di kolom air
- > Pertumbuhan dan tingkat konversi pakan yang terbaik dalam kelompok umurnya.

Pengangkutan

Ikan indukan, termasuk kerapu, harus diangkat dalam tangki yang berwarna gelap dan tertutup yang berisi air yang diaerasi atau diberi oksigen untuk mengurangi stres. Kadar oksigen terlarut harus dipertahankan pada kejenuhan > 75% sepanjang waktu. Biusan ringan, menggunakan obat bius yang biasa digunakan untuk membius ikan, dapat dipakai untuk mengurangi stres dan membuat penanganan ikan lebih mudah dan aman. Ikan yang akan diangkat tidak boleh diberi makan paling tidak 24 jam sebelum pengangkutan untuk mencegah kotoran dan muntahan pakan yang dapat mengotori air pengangkutan.

Perlakuan sebelum penebaran ikan

Sebelum ikan ditebar ke dalam tangki indukan, disarankan untuk melakukan karantina guna mengurangi kemungkinan ikan baru menularkan parasit atau penyakit pada ikan yang sudah ada di tangki. Proses ini biasanya memakan

waktu antara 1 dan 4 minggu, dan dapat dilakukan dalam tangki kecil (0,5-2 m³) untuk mempermudah pertukaran air dan penanganan ikan. Selama masa karantina, pengelolaan indukan berfokus untuk mengurangi beban parasit ikan dengan cara merendam ikan tersebut dalam air tawar selama 5 menit untuk membantu menghilangkan parasit yang umum seperti cacing kulit (*Benedenia* spp dan *Neobenedenia* spp.), Protozoa (misalnya *Cryptocaryon irritans*) dan parasit copepoda (misalnya *Caligus* spp.) (Koesharyani dkk. 2005). Yang perlu diperhatikan adalah merendam dengan air tawar sekali saja tidak akan sepenuhnya menghilangkan parasit protozoa seperti *C. irritans*. Walaupun tahap theront yang terlihat dari protozoa ini dapat dihilangkan dengan proses perendaman air tawar, pada tahap trofon protozoa itu terbungkus dalam jaringan epitelium sehingga tidak terpengaruh oleh perendaman air tawar, oleh karena itu dibutuhkan karantina dan perawatan air tawar yang berulang-ulang sebelum ikan yang baru diperoleh ditebar dalam tangki induk.

Jika kualitas air (terutama suhu dan kadar garam) dalam tangki indukan sangat berbeda dari lingkungan sebelumnya, ikan harus diaklimatisasi 1 jam sebelum dilepaskan ke dalam tangki. Untuk mengaklimatisasi ikan, tempatkan mereka dalam tangki yang diisi dengan air dari tempat ikan itu berasal, dan kemudian sedikit demi sedikit ditambahkan air dari tangki baru hingga kondisi dalam tangki transfer dan tangki baru menjadi sama.

Tangki Indukan

Tangki indukan digunakan tidak hanya untuk pemeliharaan dan pembesaran, namun juga untuk pemijahan. Karena ukuran indukan ikan kerapu macan yang besar (biasanya > 10 kg), maka lebih baik menggunakan tangki indukan yang berukuran besar, yang berkisar antara 50–100 m³ (Gambar 8 dan 9). Tangki harus berbentuk bundar, kotak atau persegi panjang dengan sudut membulat. Warna tangki yang disarankan adalah biru, hijau atau abu-abu dengan intensitas cahaya yang sedang, tidak terlalu terang ataupun gelap warnanya. Terdapat kesepakatan umum bahwa kedalaman tangki paling tidak 2,0 m dan sebaiknya > 2,5 m guna memberikan ruang yang cukup untuk perilaku pemijahan saat pasangan atau kelompok ikan berenang ke atas dari dasar tangki saat pelepasan sel telur dan sperma (Okumura dkk. 2003; Sudaryanto dkk. 2004). Setiap tangki memiliki pipa overflow dengan tangki penampung telur yang dilengkapi jaring untuk menampung telur (kiri atas pada Gambar 8, lihat juga Gambar 12). Disarankan untuk memasang atap pada tangki indukan untuk mengurangi pertumbuhan ganggang pada dinding tangki, yang akan mempersulit pengumpulan telur dan meningkatkan risiko serangan parasit. Selain itu, tangki yang kotor perlu sering dibersihkan. Bila tangki terlalu sering dibersihkan dapat menyebabkan stress pada indukan dan mengakibatkan kegagalan pemijahan atau menurunkan kualitas telur yang dihasilkan.

Tangki/Bak induk harus berupa sistem air mengalir dengan volume pergantian air sebanyak 200–300% per harinya. Air laut yang digunakan untuk tangki indukan harus disaring supaya jernih dan tidak ada kotoran yang masuk, dengan salinitas yang stabil berkisar antara 33–35 ppt dan suhu air berkisar antara 27,0–30,5°C.

Tangki yang diletakkan di luar ruangan (Gambar 8) terkena pengaruh fotoperiode yang alami, sementara tangki yang berada di dalam ruangan dapat diberikan pencahayaan buatan (Gambar 9) untuk mensimulasikan rezim fotoperiode yang berbeda. Secara umum, fotoperiode dan suhu tampaknya berdampak kecil terhadap periode atau keberhasilan pemijahan ikan kerapu.



Gambar 8 Tangki beton yang digunakan untuk menampung indukan ikan kerapu macan di Balai Budidaya Air Payau Ujung Batee, Aceh, Indonesia. Setiap tangki mempunyai volume kurang lebih 50 m³ (Foto: M. Rimmer)



Gambar 9 Tangki fiberglass digunakan untuk menampung indukan kerapu macan di *Northern Fisheries Centre*, Cairns, Queensland, Australia. Tangki-tangki di bagian depan mempunyai volume sekitar 20 m³ dan masing-masing dilengkapi dengan sistem resirkulasi yang terdiri dari filter biologis (tangki putih yang ditaruh di atas) dan sistem ozon untuk menjaga kualitas air, dan penukar panas untuk menjaga suhu air. Sebagian tangki tersebut tertutup (di latarnya) dan dilengkapi dengan sistem pencahayaan yang dikendalikan komputer untuk mengatur panjang hari serta suhu air. (Foto: *Queensland Department of Primary Industries and Fisheries*)

Pengelolaan Indukan

Pemberian Pakan

Di RIM Gondol, indukan diberi makan sampai kenyang enam kali setiap minggu, empat kali dengan ikan (Gambar 10) dan dua kali dengan cumi-cumi. Jadwal pemberian pakan ini mungkin berbeda antara tempat pembenihan yang satu dengan lainnya bergantung pada ketersediaan ikan dan cumi-cumi. Di RIM Gondol ikan yang digunakan sebagai pakan terutama berasal dari anggota familia Clupeidae (ikan haring) dan Scombridae (makarel). Pakan ini dilengkapi dengan campuran vitamin dengan jumlah persentase 1% dari pakan. Campuran vitamin yang dijual secara komersial atau dibuat sendiri sesuai kebutuhan dapat digunakan; komponen resepnya (yang pada awalnya dikembangkan untuk indukan kakap putih (*Lates calcarifer*)) tercantum dalam Tabel 2.



Gambar 10 Ikan Basah (sering disebut ikan rucah) yang digunakan sebagai pakan indukan kerapu (Foto: M. Rimmer)

Tabel 2 Formula vitamin premix pada awalnya dikembangkan untuk digunakan dalam bentuk larutan untuk indukan kakap putih (*barramundi*), tetapi juga dapat digunakan untuk indukan kerapu. Jumlah yang diberikan didasarkan pada pencampuran dari 100 g premix dalam 1 L air dan disuntikkan sebanyak 1 mL/50 g pakan ikan dengan indukan yang diberi pakan ikan segar makan sebanyak 2% dari berat badan/hari. Formula ini dikembangkan oleh *Queensland Department of Primary Industries and Fisheries*.

Bahan-bahan	Jumlah/kg premix	Jumlah yang diberikan/kg indukan/hari
A	2×10^6 IU	80 IU
D3	0.8×10^6 IU	32 IU
E (DL- α -tokoferol)	40 g	1.6 mg
K3	2 g	0.08 mg
Asam askorbat	40 g	1.6 mg
Tiamin	4 g	0.16 mg
Riboflavin	4 g	0.16 mg
Piridoksin	4 g	0.16 mg
Asam pantotenat	10 g	0.4 mg
Biotin	100 mg	4.0 μ g
Niasin	30 g	1.2 mg
Asam folat	1 g	0.04 mg
B12	4 mg	0.16 μ g
Kolin klorida	200 g	8.0 mg
Inositol	50 g	2.0 mg
PABA	20 g	0.8 mg
Ethoxyquin	30 g	1.2 mg
Dekstrosa	(hingga 1.0 kg)	–

IU = unit internasional

PABA = asam para-aminobenzoat

Cara lain untuk memasukkan vitamin dan mineral dalam pakan induk adalah dengan menggunakan campuran ‘sosis’ buatan lokal yang terdiri dari campuran ikan dan cumi-cumi dengan menggunakan enzim transglutaminase sebagai pengikat. Campuran terutama terdiri dari ikan, cumi, udang atau bahan perikanan lainnya, sedikit tepung beras (atau lainnya), campuran vitamin dan transglutaminase (Tabel 3). Metode untuk mempersiapkan pakan adalah:

1. Timbang bahan-bahan kering sesuai dengan jumlah yang diperlukan (Gambar 11a).
2. Timbang jumlah ikan dan bahan lain yang diperlukan dan giling dengan menggunakan penggiling daging (Gambar 11b).
3. Tambahkan bahan kering pada ikan cincang tersebut dan aduk rata, bisa menggunakan tangan atau menggunakan mixer Hobart (Gambar 11c).
4. Gunakan mesin sosis atau perlengkapan serupa, tekan campuran tersebut ke dalam cetakan dengan bentuk yang diperlukan, misalnya sepanjang pipa PVC yang dipotong dua (Gambar 11d).
5. Tempatkan cetakan dengan pakan ke dalam freezer sehingga mengeras (Gambar 11e). Pakan harus digunakan dalam waktu 1 minggu.
6. Pakan beku yang memanjang tersebut dapat dipotong-potong dan diberi makan langsung untuk indukan (Gambar 11f).

Table 3 Komposisi pakan ‘sosis’ yang berbahan dasar transglutaminase untuk indukan ikan laut

Bahan	Jumlah
Ikan, cumi, udang giling dll	793 g
Tepung beras atau produk tepung lainnya	195 g
Transglutaminase B	10 g
Campuran vitamin	1–2 g (bergantung pada kadar yang direkomendasikan)
Total	1 kg



Gambar 11 Pembuatan pakan basah yang berbahan dasar transglutaminase untuk indukan ikan laut bersirip (lihat teks untuk caranya): (a) mengukur bahan kering, (b) mengiling ikan (c) pencampuran, (d) pengepresan, (e) pembekuan, dan (f) pemberian pakan (Foto: M. Rimmer)

Pembersihan Tangki

Kotoran dan sisa pakan berlebih yang menumpuk di bagian bawah tangki disiphon secara teratur untuk mencegah penurunan kualitas air. Dianjurkan untuk membersihkan tangki indukan setelah proses pemijahan selesai. Hal ini dimaksudkan untuk menghilangkan sisa telur yang tidak menetas. Telur yang mati akan membusuk dan mencemari air. Untuk mengurangi kejadian infeksi parasit, indukan harus dimandikan dengan air tawar selama 5–7 menit pada saat tangki dibersihkan.

Identifikasi jenis kelamin

Indukan kerapu disimpan dengan kepadatan yang rendah dalam tangki, biasanya $< 1 \text{ kg/m}^3$. Perbandingan jenis kelamin biasanya sekitar 1 jantan untuk 5 betina, tetapi dapat bervariasi tergantung pada ketersediaan ikan dan pada pengalaman pelaksana. Seperti disebutkan sebelumnya, kerapu macan bersifat protogini, sehingga betina akan berganti kelamin menjadi jantan. Namun, dalam tangki indukan perubahan ini mungkin dicegah secara sosial, dan adanya ikan jantan dapat menekan perubahan jenis kelamin betina. Jenis kelamin seekor ikan hanya dapat dipastikan melalui pemeriksaan fisik. Untuk memastikan jenis kelamin, perut ikan yang sudah dibius dipijat lembut dari arah kepala ke ekor. Seekor jantan yang siap memijah akan mengeluarkan banyak sperma dari lubang urinogenitalnya. Jika tidak ada sperma yang keluar, kemungkinan ikan tersebut adalah jantan yang belum siap memijah atau betina. Kanulasi dari lubang genital betina perlu dilakukan untuk memperoleh sampel telur guna menilai tahap perkembangan ovarium. Meskipun demikian, kanulasi kerapu macan betina seringkali sulit dilakukan jika ikan tidak dalam kondisi pemijahan karena lubang genitalnya tertutup rapat atau sulit untuk diakses.

Kanula adalah pipa plastik bening yang fleksibel dengan panjang 40–50 cm (diameter luar 3 mm, dan diameter dalam 1,2 mm), yang dimasukkan ke dalam lubang urinogenital jantan dan saluran telur betina. Ikan yang akan dikanulasi dibius terlebih dahulu. Kain atau handuk basah ditempelkan di atas mata untuk membantu menenangkan ikan. Kanula ini dimasukkan ke dalam ikan pada kedalaman 6–7 cm dan dilakukan penghisapan pada ujung lain dari kanula tersebut sebelum kanula itu ditarik keluar dari ikan. Setelah penarikan, sampel dalam kanula dilepaskan ke slide mikroskop untuk pemeriksaan langsung atau ke dalam vial berisi larutan formalin buffer netral 1% untuk kemudian dilakukan pengukuran diameter telur. Umumnya, betina dalam kondisi pemijahan akan memiliki oosit dengan diameter lebih dari 400–500 μm .

Pemijahan

Indukan kerapu macan dibiarkan untuk memijah secara alami dalam tangki. Pemijahan umumnya terjadi pada malam hari (antara jam 9 malam – 3 pagi), Pemijahan berlangsung selama tiga sampai enam malam setiap bulan selama fase bulan baru. Di RIM Gondol, indukan kerapu umumnya bertelur sepanjang tahun (Sugama dkk. 2002). Selama periode pemijahan, kerapu macan dapat bertelur antara 0,8 dan 6,0 juta telur setiap malam. Di Bali pada bulan Juli dan Agustus, angin dingin selatan menyebabkan suhu air turun menjadi sekitar 25°C . Selama periode ini, indukan kerapu macan biasanya berhenti memijah. Kalaupun indukan tersebut memijah selama periode ini, telur yang dihasilkan hanya sedikit dan kualitasnya rendah sehingga tidak dapat digunakan untuk produksi pembenihan.

Prosedur Penanganan Telur

Pengumpulan Telur

Ketika terjadi pemijahan, telur yang telah dibuahi akan terapung dan dikumpulkan melalui tangki *overflow* yang ditampung dengan jaring halus (Plankton net) dengan kerapatan 400 μm (Gambar 12). Telur kerapu yang sudah dibuahi tidak lengket dan terapung, diameternya bekisar antara 0,8–0,9 mm.

Telur kerapu sensitif terhadap penanganan, pada fase perkembangan awal, telur boleh dipindahkan dari jaring pengumpul saat kantung optik pada embrio telah berkembang, yaitu pada tahap pertumbuhan mata (lihat Gambar 15) (Caberoy dan Qunitio 1998). Penanganan/pemindahan telur sebelum fase ini akan menyebabkan kematian dan tingkat abnormalitas larva tinggi (Caberoy dan Qunitio 1998).



Gambar 12 Pengumpul telur dipasang pada bagian *overflow* tangki indukan. Air dalam tangki indukan mengalir melalui pipa *overflow* dan ditampung dengan jaring pengumpul telur. (Foto: M. Rimmer)

Disinfeksi

Untuk meminimalkan kemungkinan penularan vertikal penyakit VNN, telur berbagai spesies ikan laut yang telah dibuahi diberi perlakuan ozonisasi. (Battaglione dan Morehead 2006; Buchan dkk. 2006) (lihat Kotak 2), perlakuan ini juga direkomendasikan untuk telur kerapu (Liao dkk. 2001). Telur kerapu harus mendapatkan nilai skor waktu konsentrasi \times waktu paparan (CT) sekitar 1,0 (Su dkk. 2001)—mg/L selama 1 menit atau nilai yang setara (misalnya 0,8 mg/L selama 1,25 menit).

Inkubasi

Setelah dicuci dengan air yang telah diozonisasi, telur dibilas dengan air laut bersih yang telah didisinfeksi (menggunakan ozon) (Gambar 13). Untuk inkubasi telur yang telah dicuci, telur dipindahkan ke dalam tangki berukuran 0,5–1,0 m³ yang sudah diisi air laut dan dilengkapi aerasi. Hanya telur yang terapung yang digunakan untuk pemeliharaan larva, karena telur ini kemungkinan besar telah dibuahi dibandingkan dengan telur yang tenggelam yang biasanya tidak dibuahi atau mati. Telur yang tidak dibuahi mengendap di bagian bawah tangki induk dan harus dibersihkan dengan cara disiphon. Apabila ada telur yang belum dibuahi yang masuk ke dalam tangki inkubasi, telur tersebut harus dihisap keluar dan dibuang untuk mencegah penurunan kualitas air. Nilai yang direkomendasikan sebagai kondisi di dalam tangki inkubasi tercantum dalam Tabel 4.

Peringatan keselamatan: penggunaan ozon

Ozon (O₃) digunakan untuk mengoksidasi bahan organik dan membunuh bakteri serta patogen lainnya dalam air. Ozon sangat beracun untuk ikan dan sangat berbahaya bagi kesehatan manusia. Tangki-tangki yang diberi perlakuan ozonisasi harus berada di ruangan terbuka (meskipun ternaungi), di area yang berventilasi baik. Staf harus dilatih dalam penggunaan ozon, dan harus memakai sarung tangan dan masker respirator pada saat menggunakan sistem ozon. Ozon terdegradasi dengan cepat, waktu paruhnya sekitar 15 menit.

KOTAK 2

Tabel 4 Nilai parameter fisika-kimia yang direkomendasikan untuk inkubasi telur ikan kerapu macan. Perhatikan bahwa hanya ada sedikit informasi yang tersedia mengenai toleransi larva kerapu untuk berbagai parameter lingkungan.

	Yang direkomendasikan	Referensi
Suhu	28–30 °C	–
Kadar garam	32–34 ppt	–
Kepadatan tebar*	400 telur/L	Toledo dkk. (2004)
Aerasi*	100 mL/min	Toledo dkk. (2004)

* Ditujukan untuk spesies *Epinephelus* lainnya, namun karena tidak adanya informasi lain yang lebih spesifik, juga digunakan sebagai panduan untuk ikan kerapu macan.



Gambar 13 Pembangkit ozon (disimpan di atas lemari pendingin) dan tangki air laut yang siap untuk mencuci telur kerapu. Telur dicuci dalam satu tangki (di depan), kemudian dibilas dalam tangki kedua (tidak terlihat). (Foto: M. Rimmer)

Evaluasi kualitatif telur

Kualitas telur ikan laut bersirip umumnya dievaluasi dengan menggunakan dua cara yaitu metode kualitatif dan kuantitatif.

Telur yang telah dibuahi (Gambar 14) diperiksa di bawah mikroskop (cukup dengan perbesaran 10× atau 20×) dengan memperhatikan hal-hal sebagai berikut:

- > telur harus berbentuk teratur
- > pada tahap awal perkembangan embrio, masing-masing sel harus berukuran teratur
- > telur dan embrio harus benar-benar tembus pandang, tanpa adanya daerah gelap
- > korion (kulit telur) harus bebas dari parasit atau organisme penempel.

Apabila perbandingan telur yang berbentuk tidak teratur, gelap atau dengan perkembangan embrio menyimpang hanya sedikit dibanding telur yang normal, telur tersebut dapat digunakan untuk pembenihan karena kemungkinan larva yang berkualitas rendah dengan sendirinya akan mati selama tahap pemeliharaan larva. Apabila perbandingan telur yang menunjukkan karakteristik abnormal tinggi (> 10%), maka seluruh kelompok telur tersebut harus dibuang. Jika telur memiliki parasit atau terdapat organisme penempel, kelompok telur harus dibuang karena adanya kemungkinan menularkan patogen ke tempat pembenihan. Setelah dibuang, semua tangki dan peralatan yang digunakan harus dibersihkan dan didisinfeksi (lihat Lampiran 1 untuk daftar prosedur disinfeksi).



Gambar 14 Telur kerapu yang telah dibuahi yang mengandung larva yang berkembang dengan sempurna disekitar kuning telur (seperti contoh di tengah dan kanan atas). Telur yang tidak dibuahi tidak menunjukkan adanya larva yang bisa dilihat (seperti contoh pada tengah kiri and kiri atas). (Photo: R. Knuckey)

Perkiraan kuantitatif tingkat pembuahan dan penetasan

Tingkat pembuahan dan penetasan digunakan juga sebagai indikator kualitas telur. Untuk ikan kerapu, baik tingkat pembuahan dan tingkat penetasan, keduanya harus lebih tinggi dari 50%, dan lebih disukai lagi bila lebih tinggi dari 80%. Larva ikan dari kelompok telur dengan tingkat pembuahan dan penetasan yang buruk (<30%) dianggap sebagai larva yang berkualitas buruk, dan umumnya menunjukkan sintasan yang rendah, rasio abnormal yang tinggi dan masalah kesehatan lainnya. Kelompok tersebut biasanya dibuang. Catatan tingkat pembuahan dan penetasan harus disimpan untuk memungkinkan evaluasi kinerja indukan dan keberhasilan pemijahan, terutama pada basis tahunan.

Untuk menduga tingkat pembuahan dan penetasan, 10 sampel, masing-masing berisi sekitar 100 telur dan/atau larva, biasanya cukup untuk pendugaan yang mendekati akurat. Namun, sampel harus diambil dengan tingkat konsistensi dan secara acak yang tinggi untuk memastikan hasil yang dapat diandalkan.

Tingkat Pembuahan

Perkiraan tingkat pembuahan (Kotak 3) harus dilakukan beberapa jam setelah terjadi pembuahan dan sebelum penetasan. Perkembangan embrio membuat telur yang sudah dibuahi dapat lebih mudah dibedakan dari yang belum. Telur kerapu macan menetas antara 18 hingga 22 jam setelah pembuahan pada suhu 27–29 °C.

Menghitung tingkat pembuahan

Untuk menghitung tingkat pembuahan, periksa sampel telur di bawah mikroskop. Hitung jumlah telur yang dibuahi (N_F) dan jumlah telur yang tidak dibuahi (N_{UF}).

$N_{UF} + N_F =$ total jumlah telur dalam sampel (N_T)

Tingkat fertilisasi (%) adalah $N_F/N_T \times 100$

Contoh:

Pemeriksaan dari 10 sampel telur menunjukkan bahwa 1.215 telur dibuahi dan 103 telur tidak dibuahi.

$N_F = 1.215$ dan $N_T = 1.318$

Tingkat pembuahan = 92%

Untuk dapat mengukur tingkat pembuahan dengan baik, diperlukan kemampuan membedakan telur yang dibuahi dan yang tidak. Kemampuan ini membutuhkan mikroskop yang baik, dan pengalaman, untuk membedakan telur yang sudah dibuahi di tahap awal perkembangan. Gambar 14 menunjukkan beberapa contoh telur kerapu macan yang dibuahi dan yang tidak.

Tingkat penetasan

Dikarenakan telur yang mati, telur yang dibuahi, berkembang serta larva yang menetas terdistribusi secara tidak merata dalam tangki, maka sebelum pengambilan sampel telur dan larva untuk menghitung tingkat penetasan (Kotak 4), telur dan larva dalam tangki perlu diaduk dulu dengan cara memutar-mutar tangki dengan tangan (tapi lihat Kotak 5). Pengadukan harus memadai supaya telur dan larva tercampur merata, tetapi tidak boleh terlalu keras supaya tidak merusak larva yang baru menetas. Jika menggunakan peralatan seperti gelas ukur atau wadah kecil, pastikan peralatan itu telah didisinfeksi sebelum digunakan (lihat Lampiran 1). Karena telur-telur kerapu ditebar langsung ke dalam tangki pemeliharaan larva sebelum menetas, pengukuran tingkat penetasan biasanya dilakukan pada telur-telur yang ditetaskan dalam wadah beakers, bukan pada telur-telur yang ditetaskan dalam tangki pemeliharaan larva.

Perkiraan tingkat penetasan harus dilakukan setelah semua telur menetas. Waktu yang dibutuhkan untuk menetas dan lama proses penetasan bergantung pada suhu: larva akan memerlukan waktu lebih lama untuk menetas, dan proses penetasan akan lebih panjang pada suhu yang lebih rendah.

Menghitung Tingkat Penetasan

Untuk menghitung tingkat penetasan, hitung jumlah tetasan larva (N_H) dan jumlah telur berisi larva yang sudah berkembang tapi tidak menetas (N_{U_H}).

$N_{U_H} + N_H =$ total jumlah telur dalam sampel (N_T)

Tingkat penetasan (%) adalah $N_H/N_T \times 100$

Contoh:

Pemeriksaan setelah proses penetasan sudah selesai dari 10 sampel telur dan larva menunjukkan bahwa 988 larva menetas, 122 telur berisi embrio yang tidak menetas dan 15 telur yang tidak dibuahi atau tidak berkembang. (Perhatikan bahwa 15 telur yang tidak dibuahi telah diperhitungkan dalam estimasi tingkat fertilisasi, dan dengan demikian tidak termasuk dalam estimasi tingkat penetasan.)

$N_H = 988$ dan $N_T = 1.110$

Tingkat Penetasan = 89%

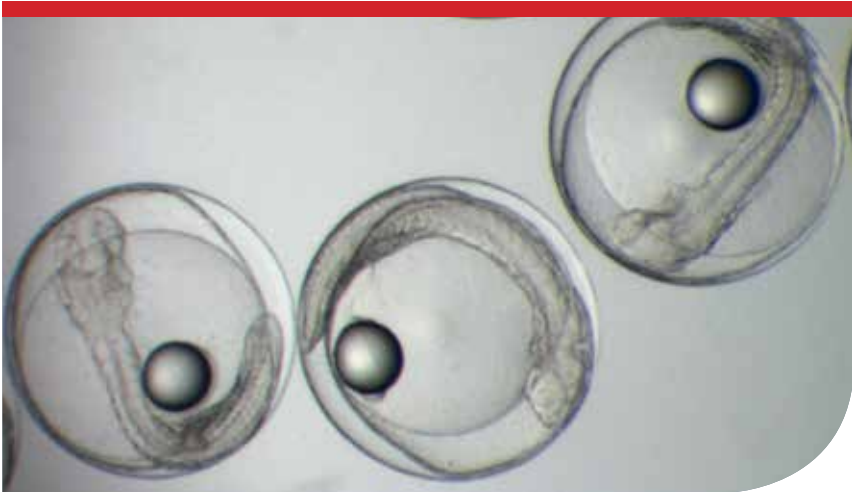
Catatan Peringatan: kontaminasi kimia pada tangki

Berbagai macam bahan kimia, dan bahkan sabun, dapat membunuh telur dan larva ikan. Sebelum Anda mengaduk tangki pastikan tak ada bahan kimia yang berbahaya seperti tabir surya atau *lotion* penolak serangga pada kulit tangan Anda.

Pastikan bahwa setiap peralatan yang digunakan untuk mengambil sampel telur atau larva dari tangki telah didisinfeksi sebelum digunakan, dan didisinfeksi sebelum digunakan pada tangki-tangki lainnya, guna mengurangi kemungkinan terjadinya penularan penyakit.

Tangki Penebaran larva

Umumnya, telur ikan kerapu ditebar di tahap pertumbuhan mata sebelum menetas (Gambar 15) karena tahap ini adalah tahapan yang lebih kuat daripada larva yang baru menetas. Larva yang baru menetas (Gambar 16) sangat sensitif terhadap guncangan fisik atau perubahan kualitas air. Pindahkan larva dari tangki penetasan ke tangki pembesaran larva dapat mengakibatkan tingkat kematian yang tinggi bila tidak berhati-hati. Dikarenakan tingkat penetasan tidak diketahui, sebelum telur ditebar dalam tangki pemeliharaan larva, jumlah telur yang akan ditebar diduga dari riwayat tingkat penetasan pada tempat pembenihan yang bersangkutan. Perkiraan akurat jumlah larva yang ditebar dapat dihitung kembali dengan menggunakan data dari kelompok yang sebenarnya ditebar, seperti dijelaskan di atas. Jika tingkat penetasan rendah, larva dalam tangki pemeliharaan larva harus dibuang, dan tangki dibersihkan serta didisinfeksi (Lampiran 1).



Gambar 15 Telur kerapu di tahap akhir sesaat sebelum penetasan. Pada tahap ini larva secara visual tampak 'bergerak-gerak' dalam korion. (Foto: R. Knuckey)



Gambar 16 Larva ikan kerapu macan yang baru menetas (Foto: R. Knuckey)

Prosedur Pemeliharaan Larva

Tangki pemeliharaan larva

Di RIM Gondol, baik tangki bulat dan persegi panjang digunakan untuk pemeliharaan larva. Untuk tangki persegi panjang, sudut-sudut tangki harus dibulatkan untuk menghindari agregasi larva di sudut tangki. Ukuran yang dianjurkan untuk tangki pembesaran larva bervolume sekitar 10 m³ dengan kedalaman 1,2 m. Berdasarkan pengalaman dalam membesarkan beberapa spesies larva kerapu di RIM Gondol, warna yang dianjurkan untuk tangki pemeliharaan larva adalah kuning terang atau biru muda (Gambar 17). Warna-warna ini memungkinkan larva kerapu membedakan mangsa (seperti rotifera dan udang laut) dengan lebih mudah, dan membuat manajemen tangki, terutama pembersihan, lebih mudah.

Aerasi harus disediakan dalam pola 'grid' (berkisi-kisi) guna memastikan pengadukan air dalam tangki merata dan untuk memastikan kadar oksigen terlarut merata di seluruh tangki. Batu aerasi harus ditempatkan di setiap sudut tangki untuk mencegah stagnasi. Aerasi harus lemah selama tahap awal pemeliharaan larva, untuk mencegah kerusakan larva secara fisik. Aerasi dapat dikeraskan selama siklus pemeliharaan larva, seiring dengan semakin kuatnya larva.

Air untuk tangki pembesaran larva, sebagai persyaratan *minimum*, harus disaring melalui saringan pasir (Gambar 18). Sistem filtrasi dan perlakuan pada air yang lebih kompleks, seperti disinfeksi ultraviolet atau ozon dan penggunaan saringan cartridge, akan membantu mempertahankan biosekuriti dalam pembenihan. Tangki pemeliharaan larva setidaknya harus beratap untuk menghindari sinar matahari langsung dan hujan. Lebih baik lagi menaruh tangki pemeliharaan larva dalam gedung. Hal ini akan membantu menjaga suhu air yang optimal, stabil, mengurangi fluktuasi suhu air diurnal dan memfasilitasi biosekuriti.

Tangki pembesaran larva perlu diperlakukan sebagai daerah karantina, ditempatkan terpisah dalam areal pembenihan. Hanya orang-orang pelaksana saja yang boleh masuk, pelaksana wajib mencuci kaki, tangan, dan semua perlengkapan, seperti serokan harus diinfeksi pada saat keluar masuk ruangan pemeliharaan larva. Setelah selesai siklus produksi, semua tangki dan perlengkapan (seperti jaring, ember makan, batu beraerasi dan selang beraerasi, dll) harus dibersihkan dan didisinfeksi. Rincian prosedur disinfeksi disediakan di Lampiran 1.



Gambar 17 Tangki pembesaran larva di tempat pembenihan komersial skala kecil di Bali. Warna tangki yang dipilih untuk pemeliharaan larva ikan kerapu adalah kuning atau biru muda (Foto: M. Rimmer)



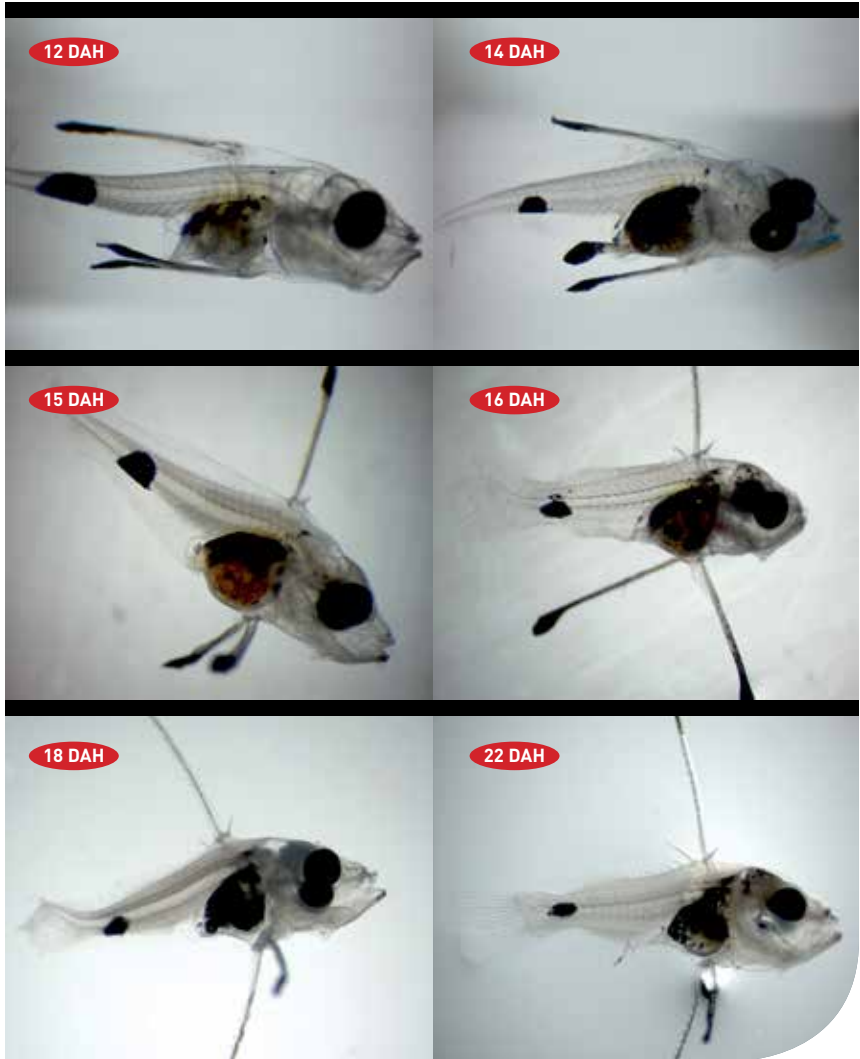
Gambar 18 Diagram penampang melintang saringan pasir menunjukkan pengaturan substrat secara bertahap dan konfigurasi saluran air masuk dan keluar

Perkembangan larva

Larva kerapu macan yang baru menetas berukuran TL 1.4–1.7 mm. Perkembangan larva kerapu macan ditunjukkan pada Gambar 19. Mulut membuka 2–3 hari setelah menetas (DAH/*days after hatching*) dan kuning telur sudah benar-benar diserap di DAH 4–5. Pada DAH 10–30, jari-jari sirip punggung dan sirip dada akan berkembang memanjang yang merupakan ciri khas ikan dari famili serranids. Apabila larva dipelihara pada kepadatan tinggi, duri sirip yang memanjang sering bersentuhan dan terjatuh satu sama lain. Hal ini dapat menyebabkan kematian yang tinggi di DAH 10 hingga 30. Larva kerapu macan menunjukkan perubahan drastis dalam bentuk tubuh selama bertumbuh dari fase larva yang baru menetas hingga fase juvenile (Gambar 19). Penjelasan rinci tentang perkembangan morfologi larva kerapu macan dapat dilihat dalam Kohno dkk. (1993). Dari fase larva hingga fase juvenil setelah metamorfosis, larva sangat sensitif terhadap perubahan lingkungan dan kematian bertahap dapat terjadi bila terjadi perubahan lingkungan ringan. Kerapu macan bermetamorfosis menjadi juvenile sekitar DAH 40–45 (Gambar 19), meskipun proses ini dapat diperlambat karena suhu air rendah atau nutrisi yang buruk. Dikarenakan sensitivitas larva yang sangat tinggi, dianjurkan untuk berhati-hati pada pemeliharaan larva dalam fase ini.



Gambar 19 Perkembangan larva kerapu. Perkembangan individu larva kerapu macan dalam dalam tangki yang sama sangat bervariasi, sehingga protokol ini hanya digunakan sebagai panduan. Pada DAH 2 larva belum mulai makan dari luar, sumber makanan didapat dari kuning telur yang menyediakan nutrisi endogen. Pada DAH 3 mulut larva mulai terbuka dan larva mulai mencari makan dari luar makan, usus telah terbentuk sementara perut dan mata sudah berpigmen. Dari DAH 4 sampai DAH 6 tidak banyak terjadi perubahan morfologi, namun pigmentasi di sekitar perut bertambah. Pada DAH 8 duri pada sirip punggung dan sirip dada mulai tumbuh.



Gambar 19 (lanjutan) Sepanjang minggu kedua (DAH 8–14) usus terus berkembang, duri sirip punggung dan sirip dada terus memanjang, sementara kepala dan tubuh berkembang. Pada minggu ketiga (DAH 15–20), larva terus tumbuh dan berkembang hingga tampak kurang transparan dan mulai berwarna.



Gambar 19 (lanjutan) Pertumbuhan selama minggu keempat (DAH 21–27) dapat dipacu lebih cepat dengan pemberian pakan *Artemia*/copepods/Mysids. Pigmentasi tubuh meningkat dan warna larva terlihat lebih gelap. Duri punggung dan dada mulai memendek. Sebagian besar larva akan bermetamorfosis di akhir minggu ke-5, beberapa belum bermetamorfosis hingga minggu ke-6. Pada umur ini, sifat kanibalisme mulai muncul, ikan yang telah bermetamorfosis menyerang ikan yang lebih kecil. (Foto: R. Knuckey)

Pemeliharaan larva

Poin penting untuk diingat ketika memelihara larva tercantum di Kotak 6. Air laut yang digunakan untuk mengisi tangki pemeliharaan larva harus disaring dengan saringan pasir, hal ini dimaksudkan untuk menghindari kotoran masuk ke tangki larva kemudian disterilisasi menggunakan ozon (lihat di atas) atau klorin (lihat Lampiran 1) untuk mengurangi potensi datangnya patogen dalam pasokan air. Kepadatan tebar awal yang direkomendasikan untuk kerapu macan adalah 10 larva/L.

Seperti dibahas lebih lanjut di bawah ini, minyak dapat ditambahkan untuk membentuk lapisan tipis pada permukaan air (sekitar 0,2 ml/m²) pada DAH 1–5 untuk mencegah mortalitas agregat permukaan pada tahap awal larva kerapu.

Praktek terbaik untuk pemeliharaan larva kerapu

- > Padat tebar awal 10 ekor larva/L
- > Menambahkan pakan hidup berupa phytoplankton dan zooplankton yang telah diperkaya dengan DHA
- > Menjaga kualitas air yang optimal
- > Memeriksa dan memelihara kepadatan makanan di tangki secara berkala
- > Memeriksa larva di bawah mikroskop untuk melihat kondisi perut dan tanda-tanda penyakit secara berkala
- > Menyimpan pakan buatan dan bahan pengayaan dalam lemari es atau ruang berpendingin
- > Menyimpan catatan pemberian pakan, kualitas air dan aspek lain selama mengelola tempat pembenihan yang baik. Beberapa contoh lembar data tercantum dalam Lampiran 2.

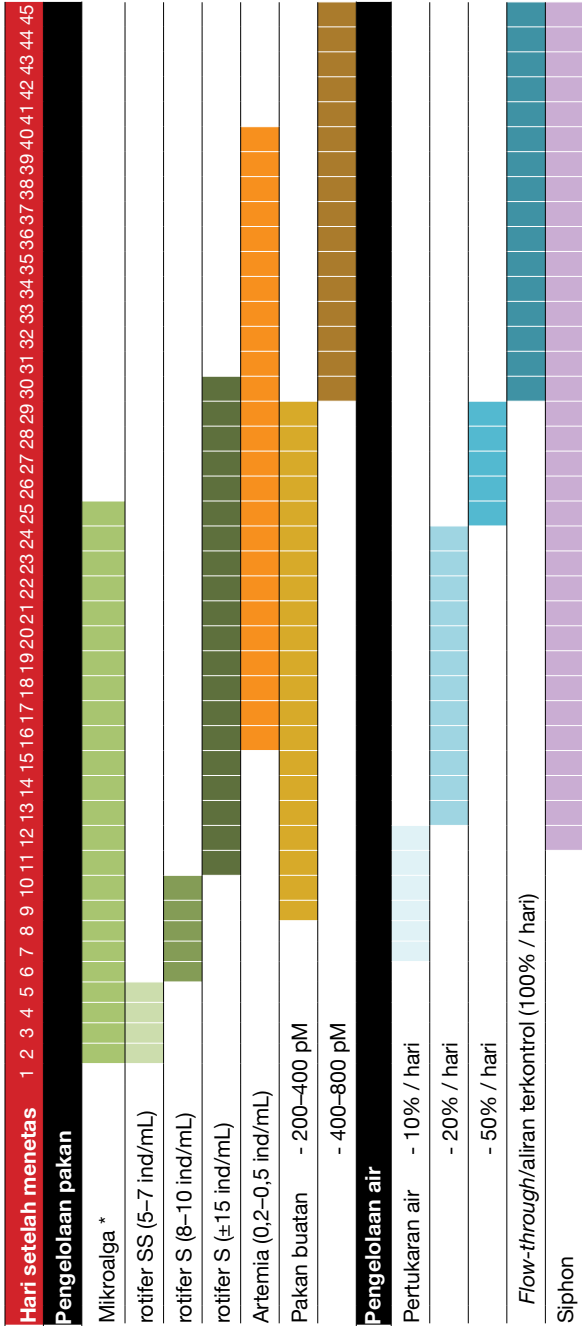
KOTAK 6

Makanan hidup yang digunakan untuk pemeliharaan larva terdiri dari mikroalga (*Nannochloropsis* sp.), rotifer (*Brachionus rotundiformis*) berukuran super-kecil (jenis SS, 60–100 μm) dan kecil (jenis S, 120–180 μm) serta *Artemia*/Copepods/Mysids. Pakan buatan diperkenalkan sebelum diberi pakan nauplii *Artemia*. Protokol pemeliharaan larva diringkas dalam Gambar 20. Perhatikan bahwa protokol yang dijelaskan dan diringkas pada Gambar 20 adalah pedoman saja, dan protokol untuk suatu tempat pembenihan tertentu akan tergantung pada berbagai faktor termasuk preferensi dan pengalaman para pelaksananya. Produksi pakan hidup tidak tercakup dalam panduan ini—kami merekomendasikan ‘Manual tentang Produksi dan Penggunaan Pakan Hidup untuk Akuakultur’ oleh Lavens dan Sorgeloos (1996) sebagai panduan menyeluruh untuk topik ini.

Mikroalga (biasanya *Nannochloropsis*) diperkenalkan di tangki pemeliharaan larva pada DAH 2, yaitu 2 hari setelah tebar larva. Kepadatan sel alga dijaga pada 300–500 $\times 10^3$ sel/mL. Rotifer jenis SS diperkenalkan pada DAH 2 (sore hari) saat larva telah menyerap sebagian kuning telur mereka. Kepadatan rotifer jenis SS dalam tangki pemeliharaan larva harus dipertahankan pada 5–7 individu/mL selama DAH 2–5. Setelah periode diberi pakan rotifera jenis SS, rotifera kecil (jenis S) diberikan dengan kepadatan 8–10 individu/mL dari DAH 6 hingga DAH 10, meningkat menjadi sekitar 15 individu/mL pada DAH 11–30. Kepadatan rotifer secara bertahap menurun seiring meningkatnya tingkat konsumsi rotifer oleh larva dan akhirnya rotifera menghilang sekitar DAH 30.

Penggunaan copepoda calanoid sebagai pakan hidup selama pemeliharaan awal larva kerapu telah terbukti meningkatkan pertumbuhan dan kesintasan larva (Doi dkk. 1997; Toledo dkk. 1997, 1999) dan larva kerapu akan memilih nauplii copepoda secara aktif daripada rotifera (Toledo dkk. 1997), menunjukkan bahwa copepoda adalah mangsa yang lebih diterima dan bernutrisi dibandingkan rotifer. Namun, copepoda tidak banyak digunakan dalam pembenihan komersial karena penyediaannya masih sulit dilakukan dan masih perlu penelitian dan pengembangan kultur masal copepoda. (McKinnon dkk. 2003).

Sejak 9 hari setelah menetas (DAH), pakan buatan komersial yang berukuran kecil, dengan ukuran partikel 200–400 μm mulai digunakan. Pakan ditaburkan ke permukaan air dalam jumlah kecil dengan frekuensi sering (setiap jam) sepanjang hari. Hanya sejumlah kecil pakan ditambahkan sehingga pakan terkonsumsi dalam waktu 5 atau 10 menit, pakan berlebih seharusnya tidak dibiarkan menumpuk di bagian bawah tangki di mana pakan akan terurai dan menurunkan kualitas air. Ukuran pakan meningkat menjadi 400–800 μm pada DAH 30–45.



* Pada konsentrasi 300-500 × 10³ sel / mL;
 Catatan: S = jenis kecil, SS = jenis super kecil, ind = individu

Gambar 20 Protokol pemeliharaan larva kerapu macan. Perhatikan bahwa protokol ini adalah pedoman saja—tempat pembenihan individu mungkin menemukan perbedaan besar dalam tingkat pertumbuhan sehingga diperlukan modifikasi pada pedoman ini.

Hanya mikrodiet berkualitas tinggi, yang berformula khusus untuk ikan laut bersirip yang digunakan dan diet ini harus disimpan dalam kulkas atau lemari pendingin untuk menjaga kualitas pakannya.

Sejak DAH 16 hingga sekitar DAH 40, *Artemia* dijadikan pakan dengan kepadatan 0,2–0,5 individu/mL. Seperti disebutkan di bawah ini, *Artemia* harus diperkaya dengan produk pengayaan komersial untuk meningkatkan kadar asam lemak esensial.

Tangki pemeliharaan larva dipertahankan statis hingga DAH 7. Awalnya, pertukaran air terbatas hanya sekitar 10%/hari (DAH 7–12) untuk menghindari perubahan kualitas air yang mendadak, pergantian air sedikit demi sedikit ditingkatkan menjadi 20%/hari, saat diberikan pakan buatan dan *Artemia* (DAH 13–24). Dari sekitar DAH 12, kotoran larva, larva mati dan makanan yang tak termakan yang berakumulasi di dasar tangki harus disiphon keluar setidaknya sekali sehari untuk menjaga kualitas air. Awalnya, hanya satu-seperempat bagian bawah tangki yang disiphon setiap hari. Hal ini dilakukan meningkat secara bertahap sampai seluruh bagian tangki disiphon setiap hari. Pertukaran air meningkat menjadi sekitar 50%/hari dari DAH 25, kemudian air mengalir perlahan dengan pergantian air setara 100%/hari pada DAH 30.

Menjelang akhir siklus pemeliharaan larva, juvenil yang sudah bermetamorfosis harus dibiasakan makan pelet. Hal ini sangat penting terutama jika gelondongan akan dipelihara di tempat pendederan atau di pembudidayaan/pembesaran yang menggunakan pakan pelet. Hal ini untuk menghindari kematian akibat adanya perubahan pakan dari ikan rucah ke pelet.



Gambar 21 Belt feeder digunakan untuk membiasakan gelondongan kerapu yang baru bermetamorfosis (Foto: R. Knuckey)

Membiasakan ikan untuk memakan pelet memerlukan latihan dengan memberikan pakan pelet sesering mungkin dalam jumlah sedikit-sedikit sampai ikan terbiasa memakan pelet. Untuk mengurangi tenaga kerja, *belt feeder* dapat digunakan untuk memberikan pakan, baik sebagai aliran pakan yang konstan atau aliran pakan dalam kelompok-kelompok kecil (Gambar 21).

Kondisi pemeliharaan larva yang direkomendasikan untuk ikan kerapu macan tercantum dalam Tabel 5. Penting untuk secara teratur mengukur kualitas air di tangki pemeliharaan larva. Jika kualitas air menurun, mungkin perlu untuk mengganti air dengan tingkat yang lebih tinggi dibandingkan tingkat yang direkomendasikan di atas. Namun, suhu dan salinitas air yang digunakan harus sama dengan air yang ada dalam tangki pemeliharaan. Hal ini dimaksudkan untuk menghindari stress pada larva. Penting juga untuk mencatat kualitas air, pemberian pakan dan aspek pengelolaan tempat pembenihan lainnya. Beberapa contoh lembar data untuk menyimpan catatan tersebut diberikan dalam Lampiran 2.

Tabel 5 Nilai parameter fisika-kimia yang direkomendasikan untuk pemeliharaan larva kerapu macan. Perlu diketahui, bahwa hanya ada sedikit informasi yang tersedia mengenai toleransi larva kerapu untuk berbagai parameter lingkungan.

	Acuan yang	direkomendasi
Suhu	28–30 °C	
Salinitas	32–34 ppt	
Cahaya*	500–700 lux	Toledo dkk. (2002)
Fotoperiod	Alami	
Aerasi*	0.62–1.25 mL/menit/L	Toledo dkk. (2002)
Oksigen terlarut	80–100% saturasi	
Amonia (NH ₃ -N)	<0.1 ppm	
Nitrit (NO ₂ -N)	<1.0 ppm	

* Mengacu pada spesies *Epinephelus* yang lain, namun karena tidak adanya informasi yang lebih spesifik, acuan ini memberikan panduan persyaratan untuk ikan kerapu macan

Peningkatan nutrisi dengan pakan hidup

Larva kerapu hijau/lumpur atau kerapu lain yang sekerabat dengan kerapu hijau/lumpur (*E. coioides*) membutuhkan asam lemak tak jenuh eicosapentaenoic (EPA, atau 20:05 n-3), asam arakidonat (ARA, atau 20:04 n-6) dan asam dokosaheksaenoat (DHA, atau 22:06 n-3) cukup tinggi untuk perkembangan yang cepat. Meningkatkan kandungan asam lemak dalam pakan dapat memperbaiki sintasan, pertumbuhan dan pigmentasi larva dan gelondongan (Alava dkk. 2004). Hasil penelitian menunjukkan bahwa perkembangan larva kerapu macan membutuhkan asam lemak tak jenuh cukup tinggi dalam pakan. Untuk alasan ini, pemberian pakan hidup yang digunakan untuk pemeliharaan larva harus diperkaya dengan bahan pengaya komersial untuk meningkatkan asam lemak esensial.

Berbagai macam bahan pengaya komersial telah dikembangkan untuk peningkatan gizi rotifera dan *Artemia* (Alava dkk. 2004). Karena kerapu memiliki kebutuhan DHA yang sangat tinggi, disarankan untuk menggunakan bahan pengaya yang dapat meningkatkan kandungan DHA dalam pakan, terutama untuk pakan *Artemia* karena *Artemia* mengubah rantai panjang asam lemak ke rantai asam lemak yang lebih pendek, sehingga menurunkan kadar asam lemak esensial seperti DHA. Produk suplemen nutrisi ini dikemas dalam produk cair atau semprot-kering. Umumnya, persiapan melibatkan pengukuran kuantitas yang diperlukan, pencampuran baik untuk membuat materi hidrat (untuk produk semprot-kering) atau emulsi (untuk produk cair), kemudian digunakan untuk tangki budidaya yang diberi pakan hidup. Para produsen menyediakan informasi teknis penggunaan produk mereka. Yang paling penting adalah kebutuhan untuk mempertahankan kadar oksigen terlarut yang tinggi dalam tangki budidaya selama periode aplikasi (biasanya <12 jam). Untuk itu, mungkin oksigen murni perlu digunakan, terutama jika organisme pakan hidup diberikan dengan kepadatan tinggi.

Permasalahan dalam pemeliharaan larva

Ada beberapa masalah yang biasa ditemui dalam pemeliharaan larva spesies *Epinephelus*, termasuk *E. fuscoguttatus*.

Mortalitas agregat permukaan

Larva kerapu tertarik pada sinar matahari yang terpancar dalam tangki (fototaksis positif), larva akan berenang menuju sinar. Hal ini sering mengakibatkan (a) larva menjadi 'terjebak' di permukaan air atau (b) sekelompok larva yang siripnya terjerat satu sama lain. Kedua kebiasaan larva ini mengakibatkan kematian tingkat awal.

Untuk mengurangi masalah ini, hindari cahaya langsung ke tangki dan usahakan intensitas cahaya merata di permukaan tangki larva sehingga larva menyebar dalam tangki. Untuk mencegah kematian karena tegangan di permukaan, minyak dapat ditambahkan dua kali sehari ke tangki (sekitar 0,2 ml/m²) untuk membentuk film tipis di DAH 1-5 (Yamaoka dkk. 2000).

Mortalitas larva pada awal makan

Biasanya kematian larva banyak terjadi pada saat gagal makan awal dari luar. Sampel larva harus diperiksa di bawah mikroskop sekitar waktu makan pertama kalinya (DAH 3) untuk memastikan bahwa mereka berhasil makan rotifera yang telah disediakan. Jika larva gagal makan, periksa ukuran dan kepadatan pakan hidup guna memastikan bahwa pakan yang diberikan cukup ukuran dan kepadatannya.

Viral nervous necrosis (VNN)

VNN merupakan penyakit virus yang umum dijumpai dalam pembesaran larva ikan laut bersirip termasuk kerapu (Harikrishnan dkk. 2011; Manin dan Ransangan 2011). Penyakit menular ini disebabkan oleh nodavirus dan juga dikenal sebagai virus ensefalopati dan retinopati. Sulit untuk menghilangkan VNN sepenuhnya dari tempat pembenihan, namun kejadian wabah VNN dapat dikurangi dengan mengikuti pedoman 'praktik terbaik' dalam manual ini.

Sumber VNN di tempat pembenihan belum ditetapkan: mungkin saja ditularkan secara vertikal (dari indukan, melalui telur dan sperma) maupun horizontal (dari air yang dipakai untuk menyiram tangki, atau dalam budidaya pakan hidup).

Penelitian saat ini menunjukkan bahwa sebagian besar wabah VNN di pembenihan ikan laut bersirip daerah tropis adalah karena penularan horizontal (Hick dkk. 2011; Manin dan Ransangan 2011). Biosekuriti yang ketat adalah pertahanan terbaik untuk mencegah mewabahnya VNN (Hick dkk. 2011).

Gejala VNN yang paling jelas adalah disorientasi ikan, yang berenang dalam pola 'spiral'. Hal ini sering disertai dengan perubahan warna kulit, ikan biasanya menjadi lebih gelap. Wabah VNN dapat menyebabkan kematian substansial hanya dalam beberapa hari, dan dalam kasus terburuk akan menghabiskan jalannya seluruh produksi.

Diagnosis VNN yang akurat dapat dilakukan dengan analisis histopatologi dan deteksi dengan *Polymerase Chain Reaction* (PCR). Uji PCR saja tidak cukup untuk mendiagnosa VNN sebagai penyebab mewabahnya penyakit – PCR hanya menegaskan kehadiran virus. Pemeriksaan histologis tambahan diperlukan untuk mengkonfirmasi bahwa penyakitnya benar VNN. Pemeriksaan histologis harus berfokus pada mata, otak dan sumsum tulang belakang. VNN akan menunjukkan pembentukan banyak vakuola di retina, otak dan jaringan saraf tulang belakang.

Jika wabah VNN terjadi, pastikan bahwa tangki yang terkontaminasi VNN harus dikarantina secara ketat dan tidak ada perpindahan ikan atau peralatan dari tangki yang terkontaminasi ke tangki yang tidak terkena. Personil yang menangani ikan yang terinfeksi harus mensterilkan tangan dan sepatu serta berganti pakaian sebelum mengakses daerah yang tak terinfeksi. Jika wabah sangat parah dan kemungkinan akan mengakibatkan hilangnya hampir semua ikan dalam tangki, ikan yang berada di tangki yang terkena dampak dianjurkan untuk dibunuh serta tangki dan perlengkapan terkait (jaring, ember, batu beraerasi, selang beraerasi, dll) didisinfeksi untuk mengurangi kemungkinan wabah menyebar ke tangki lainnya. Jika wabah ringan, buanglah larva yang mati atau sekarat secara berkala (beberapa kali per hari) dan bunuh/disinfeksi larva sebelum dibuang dengan menggunakan klorin atau disinfektan serupa (lihat Lampiran 1). Sterilkan jaring dan perlengkapan lainnya setelah pemeriksaan setiap tangki.

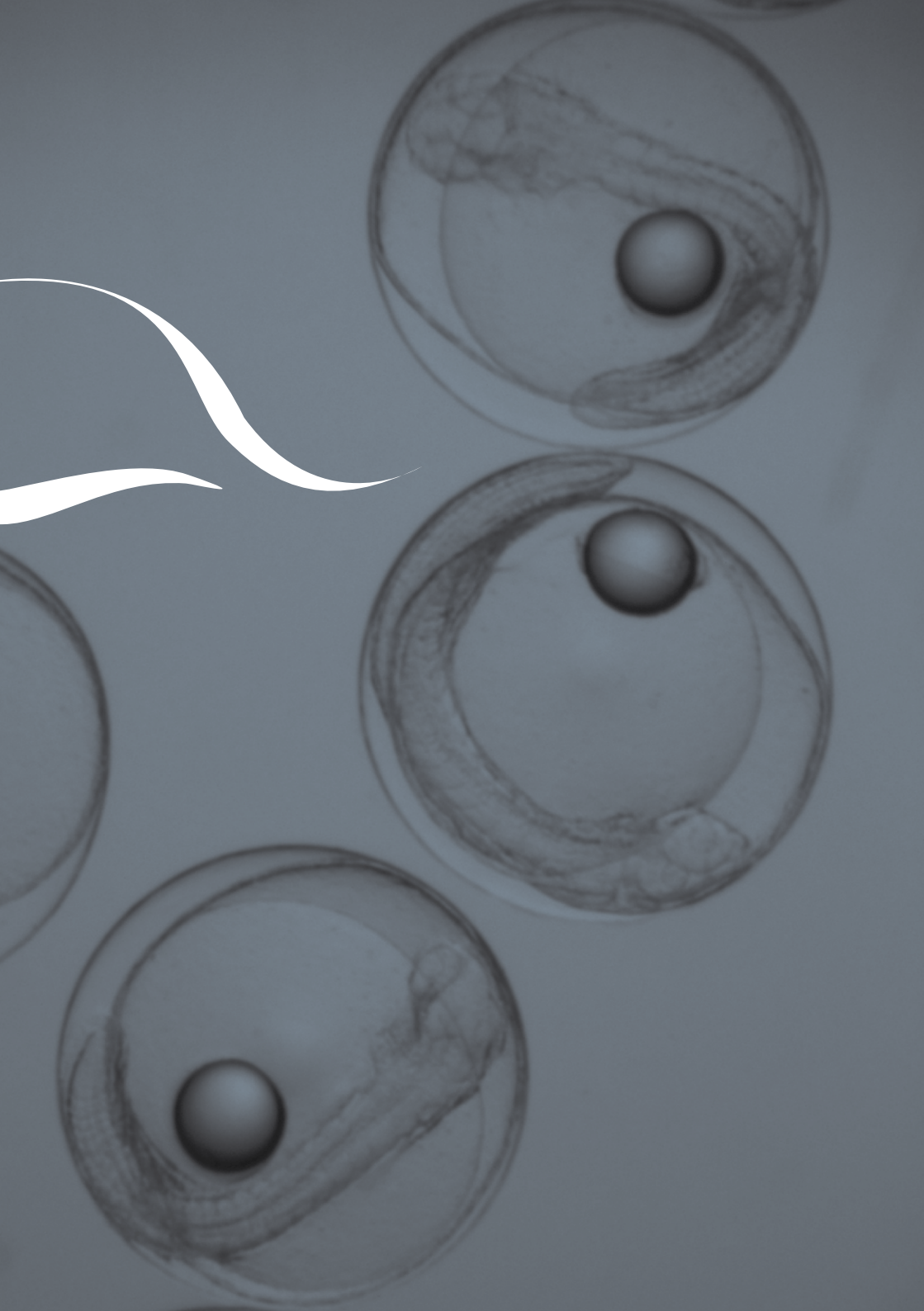
Sindrom 'Shock'

Masalah lain yang terjadi dalam pemeliharaan larva kerapu adalah sindrom 'shock'. Hal ini biasanya terjadi sekitar DAH 20, peningkatan prevalensi sekitar DAH 25. Hasil penelitian menunjukkan bahwa perbaikan komposisi nutrisi dalam pakan hidup untuk larva kerapu lumpur (*E. coioides*) dengan menggunakan suplemen nutrisi secara dramatis dapat mengurangi kejadian sindrom 'shock' pada larva yang sedang dibudidayakan. Hasil ini menunjukkan bahwa sindrom 'shock' berhubungan dengan kekurangan nutrisi, terutama asam lemak esensial. Penggunaan suplemen nutrisi yang kadar asam lemak esensialnya tinggi, terutama DHA, akan mengurangi insiden dan parahnya sindrom 'shock' pada larva kerapu.

Kanibalisme

Selama tahap akhir pemeliharaan larva, kanibalisme mungkin mulai menjadi masalah dalam tangki pembesaran larva. Kanibalisme kerapu dibahas secara lebih rinci dalam publikasi 'Pengelolaan Pendederan Ikan Kerapu' di serial ini (Ismi dkk. 2013). Namun, secara umum, untuk mengurangi kanibalisme:

- > pastikan bahwa setiap pagi, saat fajar makanan untuk larva selalu tersedia dan cukup tersedia untuk larva. Jika larva ikan sudah memakan pelet, pakan pertama kali diberikan pada pagi hari saat fajar. Jika menggunakan pakan hidup, pastikan kepadatan organisme pakan hidup mencukupi saat fajar atau diberikan pakan hidup sebelum fajar setiap harinya
- > berikan pakan buatan (pellet) sesering mungkin dengan interval 1–2 jam
- > pada saat akhir pemeliharaan pertahankan intensitas cahaya disekitar 600 lux
- > Hindari *grading* hingga mencapai fase metamorfosis dan lakukan *grading* saat ikan sudah bersisik dan kuat (biasanya ukuran TL 2,0–2,5 cm).

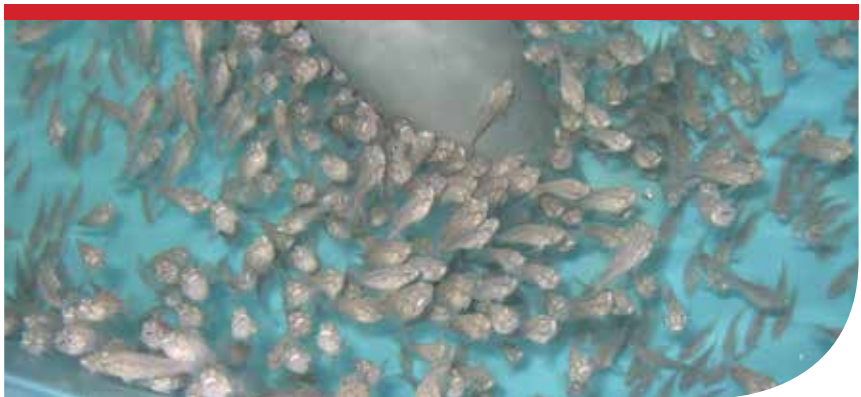


Produksi benih

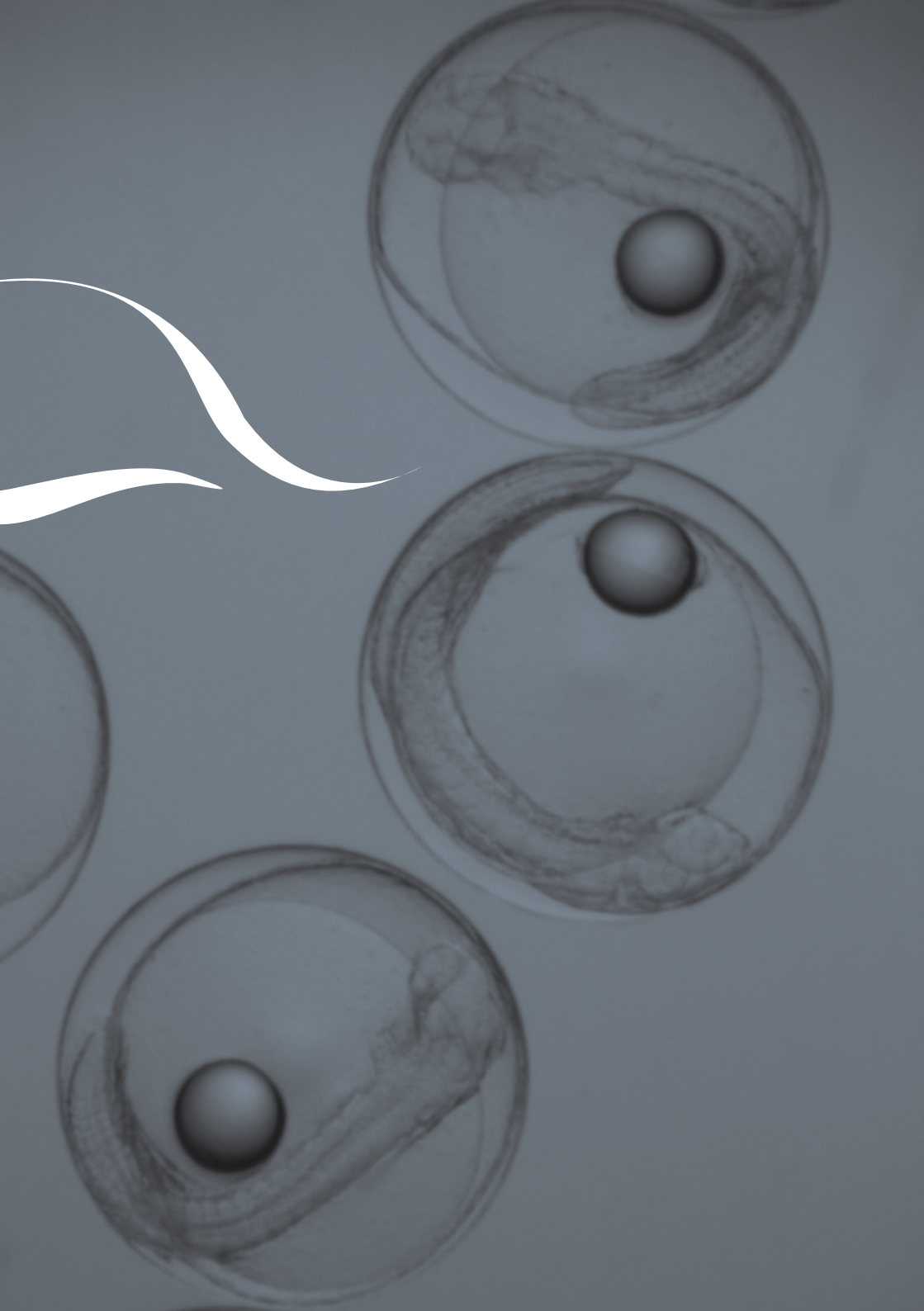
Berdasarkan pengalaman di RIM Gondol, di DAH 45, hampir semua larva ikan kerapu macan telah bermetamorfosis menjadi juvenile dengan ukuran TL mulai 2,0–2,8 cm. Sintasan kerapu macan di DAH 45 berkisar antara 5–40% dan umumnya berkisar antara 15–25%. Dengan kepadatan tebar awal larva yang baru menetas adalah 10 ekor larva/L. Untuk tangki pemeliharaan larva berukuran 10 m³, awalnya ditebar dengan kepadatan 10 ekor larva/L, dengan harapan hasil panen benih sekitar 20.000 ekor.

Ukuran benih yang dipanen masih terlalu kecil untuk ditebar dalam keramba jaring apung (KJA). Oleh karena itu diperlukan pendederan lebih lanjut untuk menghasilkan benih yang lebih besar dan layak untuk ditebar di KJA (Gambar 22). Untuk teknik pendederan ikan kerapu dapat dibaca dalam Ismi dkk. (2012).

Direkomendasikan untuk operasional pembenihan ikan laut supaya dilakukan berdasarkan unit hatcheri. Setiap unit hatcheri ditangani dengan siklus terpisah, dan unit hatcheri harus diistirahatkan setiap selesai siklus produksi. Selama istirahat seluruh peralatan hatcheri harus didisinfeksi dan dibersihkan untuk menghindari munculnya penyakit di siklus berikutnya (Teknik disinfeksi dapat dilihat pada Appendix 1).



Gambar 22 Juvenil kerapu macan siap untuk budi daya pendederan ikan kerapu (Foto: M. Rimmer)



Lampiran 1

Prosedur disinfeksi hatcheri ikan laut bersirip

Lampiran ini memberikan pedoman penggunaan klorin untuk disinfeksi pembenihan ikan laut bersirip karena klorin adalah salah satu disinfektan yang paling umum digunakan (karena ketersediaannya dan biaya rendah). Pilihan disinfeksi lainnya juga tercantum.

Disinfeksi menggunakan klorin

1. Gunakan 100-250 mg/L dari klorin tersedia.
2. Rendam semua perlengkapan pembenihan yang digunakan semalaman (jaring penanganan misalnya, selang beraerasi, ember).
3. Sikat bagian bawah dan dinding samping tangki dengan disinfektan yang baru disiapkan.
4. Buang disinfektan. Bilas bersih dengan air tawar bersih selama beberapa kali.
5. Biarkan kering di bawah sinar matahari dan biarkan selama beberapa hari.

Prosedur untuk disinfektan air pemeliharaan menggunakan kalsium hipoklorit (aktivitas klorin 70%)

Tabel berikut memberikan panduan untuk menentukan jumlah kalsium hipoklorit (g) untuk disinfeksi air.

Volume air	Berat (g) kalsium hipoklorit yang diperlukan untuk konsentrasi klorin:			
	5 mg/L	10 mg/L	15 mg/L	20 mg/L
500 L (0.5 m ³)	3.6	7.1	10.7	14.3
1,000 L (1 m ³)	7.1	14.3	21.4	28.6
3,000 L (3 m ³)	21.4	42.9	64.3	85.7
5,000 L (5 m ³)	35.7	71.4	107.1	142.9

Misalnya, jika volume air adalah 1 m³ (1,000 L) dan konsentrasi klorin yang diinginkan adalah 20 mg/L, jumlah kalsium hipoklorit yang diperlukan adalah 28,6 g.

Jumlah kalsium hipoklorit dapat dikalikan dengan banyak faktor yang berbeda untuk memperoleh konsentrasi klorin lainnya. Contoh: Untuk mendapatkan 100 mg/L larutan klorin dalam 1 m³ air, kalikan 28,6 g dengan 5 atau 14,3 dengan 10. Untuk mendapatkan 250 mg/L larutan klorin dalam 1 m³ air, kalikan 28,6 g dengan 12,5 atau 14,3 dengan 25.

Metodologi

1. Larutkan bubuk kalsium hipoklorit yang diperlukan untuk volume air yang diinginkan dalam 500 mL air.
2. Isi tangki dengan volume air yang diinginkan kemudian tambahkan larutan berisi kalsium hipoklorit terlarut.
3. Simpan air yang mengandung klor paling sedikit 12 jam (hingga 24 jam) kemudian periksa tingkat residu klorin menggunakan alat pabrikan. Netralkan sisa klor dengan jumlah natrium tiosulfat (Na₂S₂O₃) yang sama sebelum menggunakan air. Tangki harus digunakan dalam waktu 6 jam setelah netralisasi karena jumlah bakteri meningkat dalam waktu 24 jam.

Pilihan disinfeksi untuk tempat pembenihan ikan laut bersirip

Disusun oleh Dr John D. Humphrey, *University of Sydney*

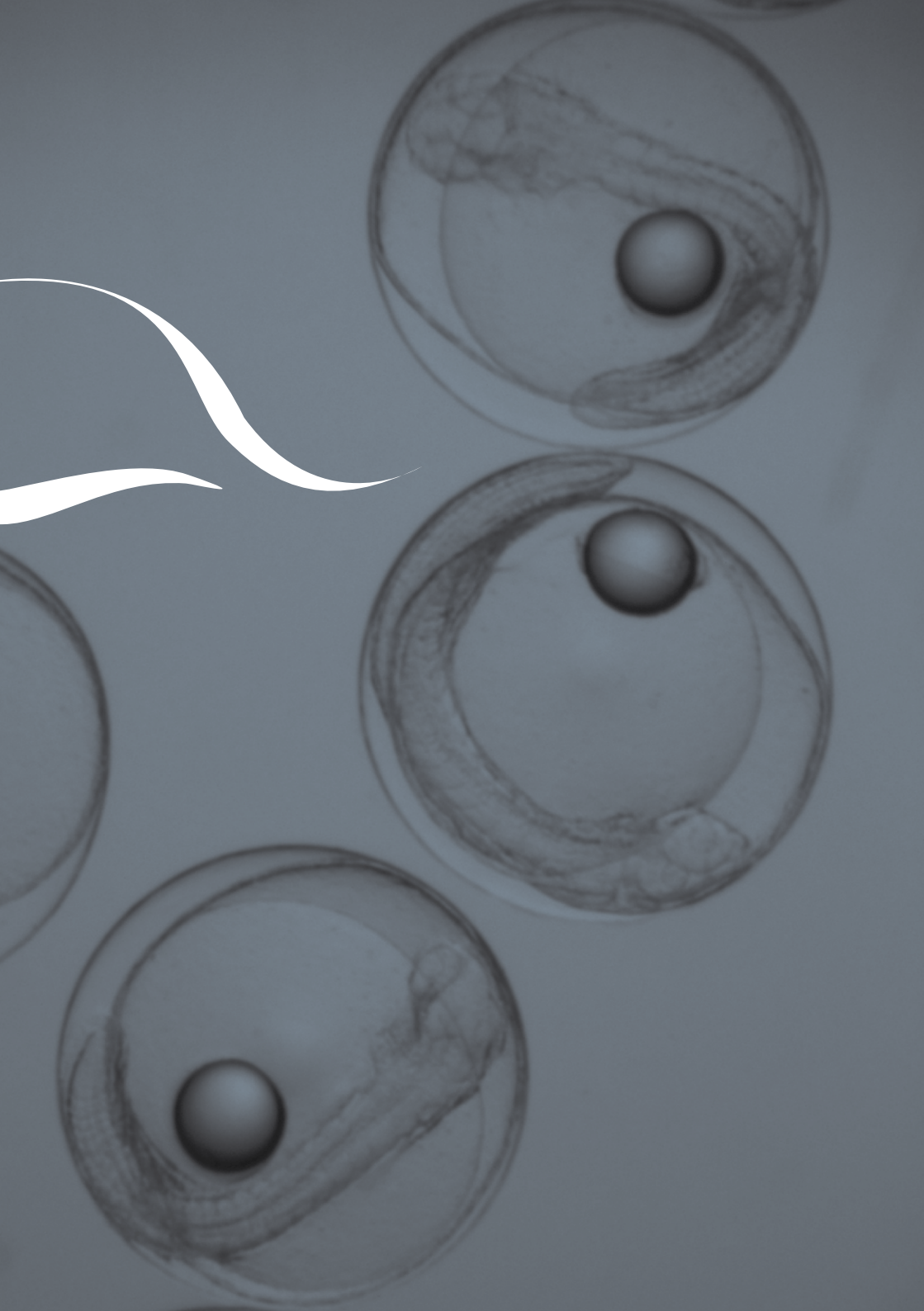
Penerapan	Agen	Konsentrasi	Prosedur
Tempat cuci kaki	Iodophor*	200–250 mg /L yodium tersedia	Perbaharui air dalam tempat cuci kaki secara harian
	Hipoklorit	50–100 mg /L klorin tersedia	Sikat sepatu sebelum perendaman
	Chloramin-T	50 g/L	Biarkan sampai sepatu boot kering
Jaring	Hipoklorit	200 mg/L kaporit yang tersedia	Celupkan selama > 2 menit lalu bilas
	Iodophor*	200–250 mg/L yodium yang tersedia	Celupkan selama > 10 menit
Perlengkapan, ember, nampam	Hipoklorit	100–200 mg/L klorin tersedia	Ikuti oleh pembilasan dengan air tawar
	Iodophor*	100–250 mg/L yodium tersedia	Semprot atau bilas perlengkapan yang sebelumnya dibersihkan dan dikeringkan
	Air mendidih		Celupkan sebentar
Tempat cuci tangan	Benzalkonium klorida	0.1–1 g/L	Terapkan selama 1 menit
	Klorheksidin	4% berat/volume (w/v) klorheksidin	Terapkan dan bilas selama 1 menit
	Iodophor*	200 mg/L yodium yang tersedia	Terapkan untuk beberapa detik
	Sabun antiseptik		Cuci dan bilas secara seksama
Permukaan keras dan tangki penampung (dibersihkan terlebih dahulu dengan sabun dan air panas)	Benzalkonium klorida	2–5 g/L	Terapkan selama > 15 menit
	Iodophor*	200–250 mg/L yodium yang tersedia	Terapkan selama 1–2 menit
	Hipoklorit	100–250 mg /L klorin yang tersedia	Terapkan selama 3 jam
	Pembersihan dengan uap	115–130 °C	

Penerapan	Agen	Konsentrasi	Prosedur
Alat transportasi	Hipoklorit	50–100 klorin mg / L yang tersedia	
	Pembersihan dengan uap	115–130 °C	
Pakaian pelindung	Pencucian	50–60 ° C minimal dengan deterjen	Pencucian komersial
	Iodophor *	200–250 mg/L yodium yang tersedia	
Boot dan sepatu	Iodophor *	200–250 mg/L yodium yang tersedia	Sikat sepatu sebelum memberi perlakuan
	Hipoklorit	50–100 mg/L klorin yang tersedia	
Limbah Padat/ semi padat	Pembakaran		
	Penguburan		Batasi akses burung dan hama
	Pemanasan	Minimum 60 °C selama 1 jam	
	Pembuatan pupuk	Proses disetujui	
Air dan pembasuhan	Hipoklorit	100 mg/L klorin aktif	Biarkan > 24 jam sebelum dibuang
	Ozon	Tingkat 0,08–1,0 mg/ liter	Perhatian: masalah kesehatan dan keselamatan kerja yang signifikan (KKK)
	Panas	60° C selama 10 menit, 70° C selama 6 menit, 75° C selama 5 menit, atau 80° C selama 4 menit	

* Produk yang cocok meliputi Wescodyne ®, Betadine® atau Phoraid®

Acuan dan informasi tambahan mengenai disinfeksi tempat pembenihan

- DAFF (Pemerintah Australia Departemen Pertanian, Perikanan dan Kehutanan) 2008. Panduan Prosedur Operasional — Dekontaminasi (versi 1.0). Australian Aquatic Veterinary Emergency Plan (AQUAVETPLAN)¹. DAFF: Canberra. Dapat diakses di: <http://www.daff.gov.au/animal-plant-health/aquatic/aquavetplan/operational_procedures_manual_-_decontamination>.
- OIE (Organisasi Dunia untuk Kesehatan Hewan) 2009. Metode untuk disinfeksi bangunan budi daya. Pp. 31-42 dalam Panduan Tes Diagnostik untuk Hewan Air 2009¹. OIE: Paris. Dapat diakses di <http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/aahm/2010/1.1.3_DISINFECTION.pdf>.

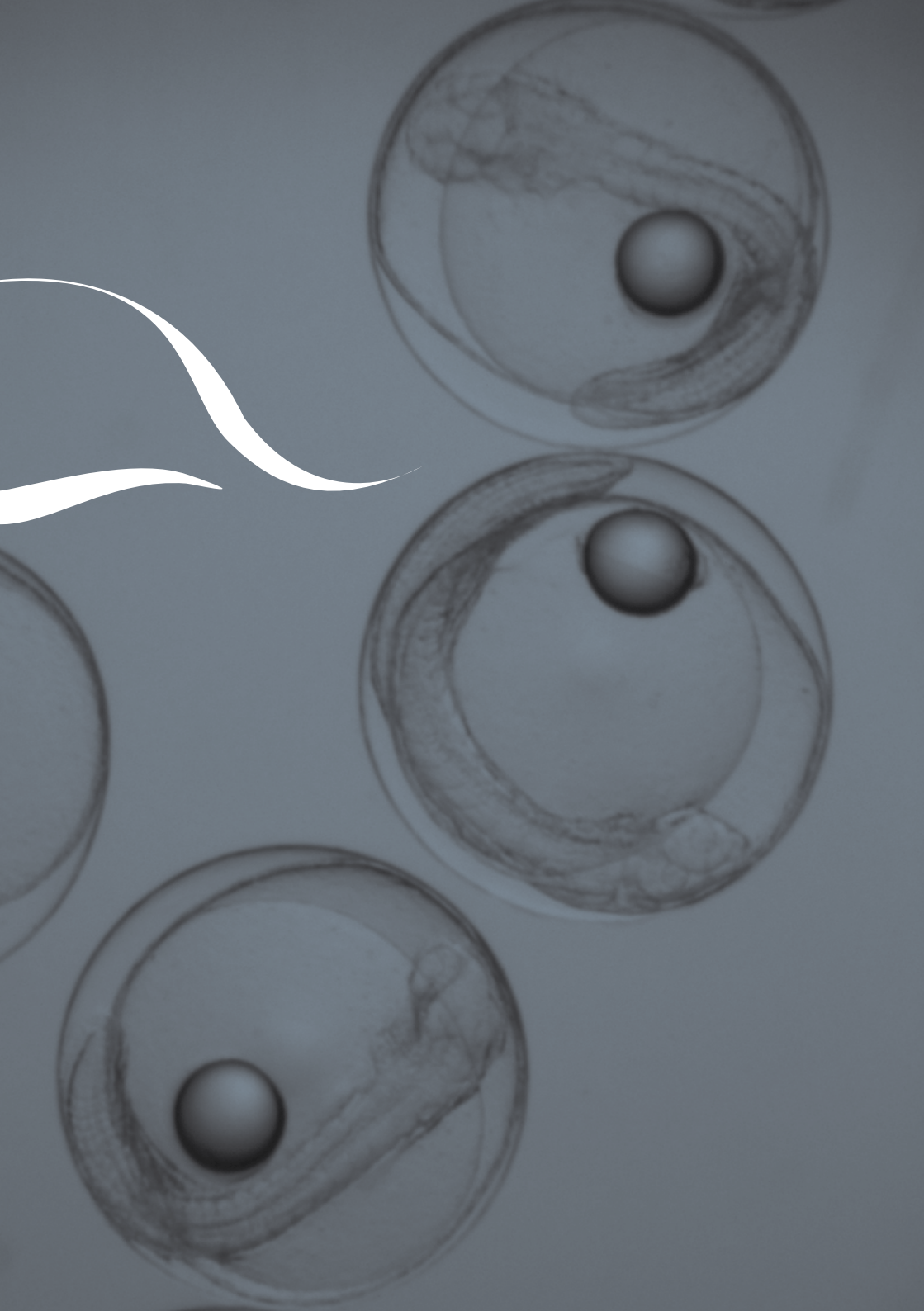


Lampiran 2

Contoh lembar data untuk tempat pembenihan ikan laut bersirip

Catatan: Pengumpulan dan pemeriksaan data produksi merupakan aspek penting 'praktik terbaik' di tempat pembenihan. Lembaran-lembaran data disediakan sebagai panduan akan jenis informasi yang harus dikumpulkan secara rutin. Namun, lembar data tersebut harus dimodifikasi untuk kebutuhan spesifik dari setiap tempat pembenihan.

Jika tempat pembenihan memiliki akses komputer, data harus dikumpulkan dan dijaga di lembar data 'salinan cetak', dan data ditransfer ke program pengolahan data. Hal ini akan memudahkan dan memungkinkan perbandingan data musiman dan tahunan, serta membuat grafik data untuk memvisualisasikan setiap kecenderungan.



Acuan

- Alava V.R., Priolo F.M.P., Toledo J.D., Rodriguez J.C., Quinitio G.F., Sa-an A.C., de la Pena M.R. and Caturao R.C. 2004. Lipid nutrition studies on grouper (*Epinephelus coioides*) larvae. Pp. 47–52 in 'Advances in grouper aquaculture', ed. by M.A. Rimmer, S. McBride and K.C. Williams. ACIAR Monograph No. 110. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra.
- AquaMaps 2010. Computer generated map for *Epinephelus fuscoguttatus* (unreviewed). At <www.aquamaps.org>, version of July 2010, accessed via <www.fishbase.org>.
- Battaglione S.C. and Morehead D.T. 2006. Tolerance of striped trumpeter *Latris lineata* embryos to ozonated seawater. *Aquaculture International* 14, 421–429.
- Buchan K.A.H., Martin-Robichaud D.J., Benfey T.J., MacKinnon A.-M. and Boston L. 2006. The efficacy of ozonated seawater for surface disinfection of haddock (*Melanogrammus aeglefinus*) eggs against piscine nodavirus. *Aquacultural Engineering* 35, 102–107.
- Caberoy N.B. and Quinitio G.F. 1998. Sensitivity of grouper *Epinephelus coioides* eggs to handling stress at different stages of embryonic development. *The Israeli Journal of Aquaculture—Bamidgeh* 50, 167–173.
- Doi M., Toledo J.D., Golez M.S.N., de los Santos M.A. and Ohno A. 1997. Preliminary investigation of feeding performance of larvae of early red-spotted grouper, *Epinephelus coioides*, reared with mixed zooplankton. *Hydrobiologia* 358, 259–263.
- Harikrishnan R., Balasundaram C. and Heo M.-S. 2011. Fish health aspects in grouper aquaculture. *Aquaculture* 320, 1–21.
- Heemstra P.C. and Randall J.E. 1993. Groupers of the world. FAO species catalogue, volume 16. Food and Agriculture Organization of the United Nations: Rome.
- Heerin S.V. 2002. Technology transfer—backyard hatcheries bring jobs, growth to Bali. *Global Aquaculture Advocate*, December 2002, 90–92.
- Hick P., Schipp G., Bosmans J., Humphrey J. and Whittington R. 2011. Recurrent outbreaks of viral nervous necrosis in intensively cultured barramundi (*Lates calcarifer*) due to horizontal transmission of betanodavirus and recommendations for disease control. *Aquaculture* 319, 41–52.

- Ismi S., Sutarmat T., Giri N.A., Rimmer M.A., Knuckey R.M.J., Berding A.C. and Sugama K. 2013. Pengelolaan pendederan ikan kerapu: suatu panduan praktik terbaik. ACIAR Monograph No. 150a. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra.
- James C.M., Al-Thobaiti S.A., Rasem B.M. and Carlos M.H. 1998. Comparative growth of brown-marbled grouper *Epinephelus fuscoguttatus* (Forsskaal) and camouflage grouper *E. polyphekadion* (Bleeker) under hatchery and growout culture conditions. *Asian Fisheries Science* 11, 133–147.
- Johnston B. and Yeeting B. 2006. Economics and marketing of the live reef fish trade in Asia–Pacific. ACIAR Working Paper No. 60. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra.
- Koesharyani I., Roza D., Mahardika K., Johnny F., Zafran and Yuasa, K. 2005. Manual for fish disease diagnosis—II: marine fish and crustacean diseases in Indonesia, 2nd edition. Gondol Research Institute for Mariculture, Central Research Institute for Aquaculture, Agency for Marine and Fisheries Research, Ministry of Marine Affairs and Fisheries, and Japanese International Cooperation Agency: Indonesia, 57 pp.
- Kohno H., Diani S. and Supriatna A. 1993. Morphological development of larval and juvenile grouper, *Epinephelus fuscoguttatus*. *Japanese Journal of Ichthyology* 40, 307–316.
- Lavens P. and Sorgeloos P. (eds) 1996. Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper No. 361. Food and Agriculture Organization of the United Nations: Rome.
- Liao I.C., Su H.M. and Chang E.Y. 2001. Techniques in finfish larviculture in Taiwan. *Aquaculture* 200, 1–31.
- McKinnon A.D., Duggan S., Nichols P.D., Rimmer M.A., Semmens G. and Robino B. 2003. The potential of tropical paracalanid copepods as live feeds in aquaculture. *Aquaculture* 223, 89–106.
- Manin B.O. and Ransangan J. 2011. Experimental evidence of horizontal transmission of *Betanodavirus* in hatchery-produced Asian seabass, *Lates calcarifer* and brown-marbled grouper, *Epinephelus fuscoguttatus* fingerling. *Aquaculture* 321, 157–165.
- Moretti A., Pedini Fernandez-Criado M., Cittolin G. and Guidastrri R. 1999. Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream, volume 1. Food and Agriculture Organization of the United Nations: Rome.
- Okumura S., Okamoto K., Oomori R., Sato H. and Nakazono A. 2003. Improved fertilization rates by using a large volume tank in red spotted grouper (*Epinephelus akaara*). *Fish Physiology and Biochemistry* 28, 515–516.
- Pears R.J., Choat J.H., Mapstone B.D. and Begg G.A. 2007. Reproductive biology of a large, aggregation-spawning serranid, *Epinephelus fuscoguttatus* (Forsskål): management implications. *Journal of Fish Biology* 71, 795–817.

- Rimmer M.A. and McBride S. 2008. Grouper aquaculture in Australia. Pp. 177–188 in 'The aquaculture of groupers', ed by I.C. Liao and E.M. Leaña. Asian Fisheries Society: Quezon City, Philippines; World Aquaculture Society: Baton Rouge, Louisiana, USA; Fisheries Society of Taiwan: Keelung, Taiwan; and National Taiwan Ocean University: Keelung, Taiwan.
- Rimmer M.A., McBride S. and Williams K.C. 2004. Advances in grouper aquaculture. ACIAR Monograph No. 110. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra.
- Siar S.V., Johnston W.L. and Sim S.Y. 2002. Study on economics and socio-economics of small-scale marine fish hatcheries and nurseries, with special reference to grouper systems in Bali, Indonesia. Report prepared under Asia–Pacific Economic Cooperation (APEC) Project FWG 01/2001: 'Collaborative APEC Grouper Research and Development Network'. Asia–Pacific Marine Finfish Aquaculture Network Publication 2/2002. Network of Aquaculture Centres in Asia–Pacific: Bangkok, Thailand.
- Sim S.Y., Rimmer M.A., Toledo J.D., Sugama K., Rumengan I., Williams K. and Phillips M.J. 2005. A guide to small-scale marine finfish hatchery technology. Network of Aquaculture Centres in Asia–Pacific: Bangkok, Thailand.
- Su H.M., Tseng K.F., Su M.S. and Liao I.C. 2001. Effect of ozone treatment on eggs and larvae of grouper *Epinephelus coioides*. Pp. 232 in 'Book of abstracts', 6th Asian Fisheries Forum, Kaohsiung (Taiwan), 25–30 November 2001.
- Sudaryanto, Meyer T. and Mous P.J. 2004. Natural spawning of three species of grouper in floating cages at a pilot broodstock facility at Komodo, Flores, Indonesia. Secretariat of the Pacific Community (SPC) Live Reef Fish Information Bulletin No. 12, 21–26.
- Sugama K., Trijoko Slamet B., Ismi S., Setiadi E. and Kawahara S. 2001. Manual for the seed production of humpback grouper, *Cromileptes altivelis*. Gondol Research Institute for Mariculture, Central Research Institute for Sea Exploration and Fisheries, Ministry of Marine Affairs and Fisheries: Jakarta and Japanese International Cooperation Agency: Tokyo.
- Sugama K., Trijoko, Wardoyo, Hutapea J.H. and Kumagai S. 2002. Natural spawning and larval rearing of barrumundi cod, *Cromileptes altivelis*, in tanks. Pp. 91–99 in 'Report of the APEC/NACA Cooperative Grouper Aquaculture Workshop, Hat Yai, Thailand, 7–9 April 1999'. Collaborative APEC Grouper Research and Development Network (FWG 01/99). Network of Aquaculture Centres in Asia–Pacific: Bangkok, Thailand.
- Toledo J.D., Caberoy N.B. and Quintio G.F. 2004. Environmental factors affecting embryonic development, hatching and survival of early stage larvae of the grouper (*Epinephelus coioides*). Pp. 10–16 in 'Advances in grouper aquaculture', ed. by M.A. Rimmer, S. McBride and K.C. Williams. ACIAR Monograph No. 110. Australian Centre for International Agricultural Research: Canberra.

- Toledo J.D., Caberoy N.B., Quinitio G.F., Choresca C.H. and Nakagawa H. 2002. Effects of salinity, aeration and light intensity on oil globule absorption, feeding incidence, growth and survival of early-stage grouper *Epinephelus coioides* larvae. *Fisheries Science* 68, 478–483.
- Toledo J.D., Golez S.N., Doi M. and Ohno A. 1997. Food selection of early grouper, *Epinephelus coioides*, larvae reared by the semi-intensive method. *Suisanzoshoku* 45, 327–337.
- Toledo J.D., Golez M.S., Doi M. and Ohno A. 1999. Use of copepod nauplii during early feeding stage of grouper *Epinephelus coioides*. *Fisheries Science* 65, 390–397.
- Yamaoka K., Nanbu T., Miyagawa M., Isshiki T. and Kusaka A. 2000. Water surface tension-related deaths in prelarval red-spotted grouper. *Aquaculture* 189, 165–176.





ACIAR

Research that works for developing
countries and Australia

aciarc.gov.au

ACIAR
MONOGRAPH NO.
149a

