

## Pengembangan Teknik Pengambilan Sampel Makrobenthos: *Seleksi Alat dan Preparasi*

S.P. Putro<sup>1</sup>

Laboratorium Ekologi dan Biosistemika, Jurusan Biologi, Fakultas Sains dan Matematika,  
Universitas Diponegoro, Jl. Prof. Soedarto, SH, Kampus Tembalang, Semarang INDONESIA  
E-mail: [saptoputro@gmail.com](mailto:saptoputro@gmail.com)

---

### ABSTRACT

Makrobenthic animals are invertebrates that relatively small (at least 500  $\mu$ ) and have short life spans, and play an important role as secondary producers in the structure of the food chain in the water ecosystem. They inhabit substrates/sediment at the bottom of the water column, either at the surface (*epifauna*) or in the sediment (*infauna*). Therefore, it needs proper method of collecting these animals. The procedures that need to be considered when collecting samples of macrofauna marine animals are sampling techniques, the type and size of the sampling tool, mesh size, and methods of preservation and fixation. In carrying out a study to determine the level of environmental disturbance aquatic ecosystems, in addition to disturbed areas, we need to use the control or reference areas for comparison. This area is ideally a region relatively undisturbed by human activity or environmental disturbance is assumed not to occur. Areas that are ecologically potentially disturbed areas can be cultivated fish / shrimp ponds in coastal systems, aquaculture floating net cage systems in a river or lake, disposal area (*outlet*) of industrial waste, etc. While the reference area/control can be in the coastal mangrove areas, water areas without any human activities, and upstream river that are at least 1 km away from the disturbed area.

---

### PENDAHULUAN

Habitat dasar perairan yang lunak pada umumnya didominasi oleh hewan invertebrata. Kelompok hewan makrofauna yang mendominasi dasar laut dari daerah intertidal hingga perairan yang dalam adalah cacing Polychaeta, Mollusca, Crustacea, dan Echinodermata. Hewan-hewan tersebut pada umumnya berstruktur lunak, walaupun beberapa kelompok/taksa memiliki cangkang (Bivalvia) atau rumah tabung (Polychaeta). Hewan makrobenthos mendiami habitat substrat/sedimen di dasar perairan, baik di permukaan (*epifauna*) maupun di dalam sedimen (*infauna*). Oleh karena itu dibutuhkan metode pengoleksian yang tepat terhadap hewan-hewan tersebut.

Saat dilakukan pengoleksian sampel hewan-hewan makrofauna laut, beberapa hal sangat perlu diperhatikan, yaitu : teknik pengambilan sampel, jenis dan ukuran alat sampling (*sediment corer's* or *grab's size*), ukuran penyaring (*sieve mesh size*), dan metode preservasi dan fiksasi. Sebelum melakukan pengoleksian sampel, ada beberapa hal perlu untuk dipertimbangkan. Hal pertama yang

diperhatikan adalah berapa lama waktu dan berapa perkiraan biaya yang harus digunakan untuk keseluruhan penelitian. Demi pertimbangan efisiensi waktu dan biaya, maka sebaiknya perlu dilakukan studi awal secara sederhana (*a simple low-cost preliminary study*) sebelum melakukan penelitian yang sesungguhnya. Hal lain adalah jenis data kualitatif ataukah kuantitatif yang diperlukan. Untuk tujuan kuantitatif, penggunaan titik-titik pengambilan sampel dan jumlah replikasi serta ukuran sampel patut diperhatikan untuk memenuhi kaidah-kaidah statistik yang diperlukan.

### METODE PENGAMBILAN SAMPEL MAKROBENTHOS

#### Alat pengambil sampel

Berdasarkan hasil studi kebanyakan peneliti hewan makrofauna laut membuktikan bahwa makrofauna umumnya mendiami permukaan dasar substrat hingga kedalaman 5 atau 10 cm ([1]; [2]; [3]; [4]), walaupun pada beberapa kelompok spesies penggali lubang (*“burrower”*) seperti

Mollusca dan Crustacea dapat ditemukan pada habitat lebih dalam lagi. Oleh karena itu, penentuan tipe alat pengambil sampel sesungguhnya selain bergantung pada tekstur atau kondisi fisik sedimen, juga bergantung pada tujuan dari pengambilan sampel itu sendiri. Pada prinsipnya, alat pengambil sampel harus mampu menembus sedimen hingga kedalaman yang memadai untuk memperoleh hewan makrofauna yang diinginkan. Sekarang ini terdapat berbagai macam alat pengambil sampel dengan bentuk dan cara pengoperasian yang berbeda-beda. Beberapa alat sampler dapat dioperasikan dengan sederhana dan tanpa menggunakan kapal yang besar, seperti penggunaan *grab sampler*. Contoh dari alat ini antara lain : Van Veen grab. Namun beberapa yang lain membutuhkan kapal yang cukup besar untuk mengoperasikan alat-alat tersebut, seperti pada umumnya *core sampler* ataupun *box sampler*. Beberapa contoh alat pengambil sampel kategori *core sampler* dan *box sampler* yang digunakan para peneliti, antara lain Reineck box corer (berukuran 0,06 m<sup>2</sup>), spade corer (berukuran 0,25 m<sup>2</sup>), HAPS corer. Namun demikian, penggunaan alat *corer* tangan berdiameter 5-10 cm juga dapat digunakan untuk lokasi disekitar daerah intertidal dan perairan dangkal.

Pada kondisi fisik sedimen yang cenderung berpasir kasar (*coarse sediment*), penggunaan alat corer dengan pemberat yang memadai sangat membantu keberhasilan pengambilan sedimen, misalnya: HAPS corer. Alat ini didesain untuk mengambil sedimen dari tekstur yang lunak, hingga tekstur yang sangat berpasir yang cukup sulit ditembus dengan alat corer biasa. Oleh karena itu, alat ini dilengkapi pemberat berbahan timah sehingga sangat efektif digunakan di perairan laut yang cukup dalam. Sedangkan pada tekstur sedimen yang cenderung lunak dan berlumpur dapat digunakan alat yang lebih sederhana, misalnya Eckman grab, Van veen grab, dan sejenisnya. Untuk tujuan penelitian kualitatif dapat digunakan alat *trawl* (jaring tarik), *dredge* (pengeruk), dan perangkap. Masing-masing alat ini bersifat selektif terhadap ukuran, tipe dan perilaku dari fauna yang ditangkap. Pada pengamatan daerah sublittoral, alat yang umum dipakai berupa *trawl* berbentuk empat persegi panjang berukuran 1 m dengan besar mata jaring 1 cm. Jika *trawl* digunakan untuk menangkap hewan megafauna di perairan laut dalam, maka

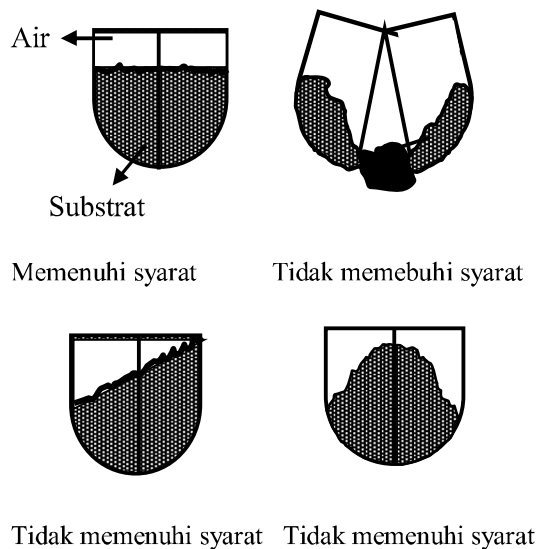
dapat pula digunakan *Agassiz trawl* dengan ukuran 3 m. Untuk mengambil hewan infauna yang lebih dalam, maka penggunaan alat pengeruk *digging dredge* akan lebih efisien, khususnya terhadap sedimen yang mempunyai karakteristik keras, berpasir, berkerikil, dan berbatu.

**Tabel 1.** Jenis-jenis alat pengabilan sampel markobenthos

No	Alat Pengambilan Sampel	
	Quantitatif	Semi-Quantitatif/ Qualitatif
1	HAPS corer	Newhaven Scallop dredge
2	Hamon Grab	
3	Smith-McIntyre Grab & Day Grab*	Rallier du Baty dredge
4	Van Veen Grab (van Veen, 1933)	Modified Anchor dredge
5	Shipek Grab	Forster's anchor-dredge (H&M)
6	Ekman grab & Birge-Ekman grab	Sanders anchor-dredge (H&M)
7	Agassiz trawl	Heavy duty Beam trawl
8	Petersen Grab	Agassiz trawl (double-sided beam Trawl) (H&M)
9	Campbell grab	
10	Young Grab (ECMW)	
11	KB corer (ECMW)	



**Gambar 2.** HAPS corer yang sedang dioperasikan untuk pengabilan sampel sedimen berpasir [5].



**Gambar 3.** Kenampakan sampel sedimen yang memenuhi syarat dan tidak memenuhi syarat jika menggunakan alat Grab (dimodifikasi dari Ref [2], [6]).

### Desain eksperimen dan penentuan penggunaan alat

Sebelum melakukan pengambilan sampel, perlu dipertimbangkan desain eksperimen yang baik yang dengan cermat menentukan dimana lokasi yang tepat dan jumlah stasiun sampel yang representatif, serta frekuensi pengambilannya. Mengenai ukuran dan jumlah sampel yang akan kita ambil di lapangan sesungguhnya sangat bergantung dari tujuan studi. Pada dasarnya, semakin banyak replikasi dalam pengambilan akan semakin baik dalam menggambarkan fenomena lingkungan yang diamati serta akan lebih memenuhi tingkat keakuratan hingga dapat diterima dan sesuai dengan kaidah statistik. Untuk penelitian untuk menentukan tingkat perubahan atau gangguan lingkungan suatu ekosistem perairan, sebaiknya digunakan area control atau referensi sebagai pembanding. Area ini idealnya berupa kawasan yang relatif tidak terganggu oleh aktivitas manusia atau diasumsikan tidak terjadi gangguan lingkungan. Karena area referensi ini akan dibandingkan dengan area penelitian yang dianggap telah terjadi gangguan lingkungan atau perubahan ekosistem, maka idealnya jumlah stasiun cuplikan yang akan diambil sama dengan area terganggu. Area yang secara ekologis berpotensi terganggu dapat berupa kawasan budidaya ikan/udang sistem tambak di pesisir,

budidaya sistem keramba tancap/jaring apung di sungai atau danau, kawasan pembuangan (*outlet*) cair limbah industri, dll. Sedangkan area referensi/kontrol dapat berupa kawasan mangrove di pesisir, daerah perairan tanpa aktivitas budidaya, hulu sungai, dll. Tentu saja area referensi berada di kawasan yang masih sama dengan area terganggu. Sebagai dasar pertimbangan, area referensi dapat diputuskan sejauh peneliti yakin bahwa area tersebut diasumsikan tidak dipengaruhi secara langsung terhadap aktivitas di area terganggu (industri/budidaya). Jarak antara area referensi dan terganggu relatif terhadap kondisi perairan setempat, dengan mempertimbangkan kuat arus. Selain penentuan lokasi, stasiun dan area referensi, peneliti perlu juga mempertimbangkan efisiensi waktu dan biaya serta tingkat kesulitan yang dihadapi. Misalnya, kedalaman dari sedimen yang diambil sangat bergantung dari jenis alat pengambil sampel dan tekstur sedimen. Sebagai konsekuensinya, peneliti harus menentukan tinggi minimal dari sedimen yang bisa diterima. Untuk sedimen berkarakter keras, dapat ditentukan patokan sekitar 4 –5 cm, atau sama dengan 4-5 liter sedimen jika menggunakan *Van Veen grab* [1]. Untuk sedimen berkarakter lumpur lunak, penggunaan *grab* mampu menembus hingga kedalaman 15-16 cm. Sedangkan menggunakan *box corer* dapat mencapai 40 cm dalam sedimen berlumpur, namun tidak akan berfungsi baik pada substrat berpasir.

### Analiss sampel makrobenthos

#### Fiksasi (*Fixation*)

Tahapan awal setelah sedimen yang diduga dihuni oleh hewan makrobenthos yang diperoleh dari alat pengambilan sampel adalah fiksasi. Fiksasi umumnya dilakukan *in situ* atau pada saat di lapangan. Larutan standard fiksasi yang digunakan untuk makrofauna, khususnya Polychaeta adalah 10% formalin yang dicampur dengan air laut. Sebagai bahan penyalisasi adalah borax ( $\text{Na}_2\text{B}_4\text{O}_7$ ). Saat mengisi larutan ke dalam *jar* plastik, pastikan bahwa semua substrat yang ada di dalam wadah tersebut terendam. Sampel yang telah difiksasi dapat disimpan minimal 24 jam hingga beberapa minggu sebelum dipindahkan ke dalam bahan preservatif.



**Gambar 5.** Proses analisa makrobenthik infauna sebagai agen biologis untuk monitoring kualitas sedimen di bawah keramba KJAB [5].

#### **Penyucian (Rinsing)**

Sebelum sedimen dapat dipisahkan dari hewan makrobenthos, maka hal pertama yang harus dilakukan di laboratorium adalah penyucian. Penyucian sebaiknya dilakukan di dalam *fume cabin* untuk menghindari terhirupnya formalin yang ter evaporasi saat jar tempat sedimen dibuka. Penyucian dilakukan dengan cara meletakkan sedimen dalam jar plastik di atas penyaring. Kemudian sedimen disiram dengan air tawar sambil digoyang untuk menghilangkan partikel lembut berupa lumpur (*silt/clay*). Substrat sedimen yang tertinggal di atas penyaring berupa pasir halus dan kasar dan tentu saja hewan makrobenthos.

#### **Penyaringan (Sieving)**

Sebelum melakukan penyaringan, hal pertama yang perlu dipertimbangkan adalah berapa ukuran alat penyaring yang akan digunakan. Hal ini tentu berguna agar dapat diperoleh hewan sampel yang sesuai dengan tujuan penelitian. Pada hakekatnya ukuran lubang saringan akan menentukan ukuran dan jenis hewan benthik yang melewati alat saring tersebut. Dalam praktiknya, ukuran lubang saringan yang digunakan umumnya berkisar antara 500µm hingga 2 mm.

Proses penyaringan merupakan tahapan yang penting dalam pengambilan sampel makrofauna. Cara penyaringan yang tepat akan sangat membantu dalam proses tahapan berikutnya, yaitu identifikasi. Penyaringan yang baik akan menghindari seminimal mungkin hewan makrofauna yang patah atau terpotong-potong.

Jika hewan rusak atau terpotong-potong, khususnya Polychaeta, maka tahapan identifikasi menjadi sangat sulit dilakukan, karena hewan menjadi sangat sulit dikenali. Akibat lebih lanjut adalah berkurangnya jumlah spesies dan kepadatan makrofauna yang ditemukan. Untuk mengantisipasi hal tersebut, beberapa petunjuk praktis berikut ini kiranya dapat dijadikan pedoman :

- a. Penyaringan harus dilakukan dengan hati-hati dan tidak tergesa-gesa.
- b. Selama proses penyaringan sebaiknya dilakukan dengan menggunakan air mengalir dalam jumlah yang banyak dan dilakukan segera setelah didapatkan sampel sedimen.
- c. Jika sampel sedimen tidak dapat segera disaring, misalnya sampling di laut dalam, harus segera di letakkan di alat pendingin ('refrigerator').
- d. Saat penyaringan selesai dilakukan, hewan yang tertahan di alat saring segera dimasukkan ke dalam bejana plastik dengan didorong oleh air mengalir yang dilewatkan dari arah sisi luar alat saring. Lakukan hal ini secara perlahan-lahan.
- e. Jika jumlah sampel yang diambil cukup banyak karena adanya replikasi sedemikian sehingga penyaringan tidak dapat dilakukan secara langsung, maka sampel dapat langsung difiksasi menggunakan formalin atau Bennet's solution (campuran 50% ethylene glycol dan 50% formaldehyde). Selanjutnya sampel langsung dibawa ke laboratorium untuk proses penyaringan dan identifikasi.
- f. Dalam hal tersebut di atas (e), maka proses penyaringan harus dilakukan di dalam '*fume cabin/luminary airflow*' untuk menghindari peneliti dari inhalasi formalin yang bersifat karsinogenik dalam tubuh manusia.

Hewan invertebrata umumnya berukuran kecil dan mempunyai masa hidup yang pendek, dan menempati posisi sebagai produsen sekunder dalam struktur rantai makanan. Untuk praktisnya, mereka dibagi dalam tiga kelompok: meiofauna, makrofauna, dan megafauna. Walau dalam praktiknya pembagian ukurannya sering terjadi overlapping, namun beberapa peneliti/penulis umumnya telah mendistribusikan ukuran hewan tersebut secara jelas. Meiofauna merupakan hewan yang paling kecil dari invertebrata, berukuran tidak lebih dari 0,5 mm sehingga akan

melewati saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$ . Karena itu, untuk memperoleh hewan-hewan tersebut, maka dianjurkan untuk menggunakan saringan berukuran antara 30  $\mu\text{m}$  hingga 40  $\mu\text{m}$ . Sedangkan makrofauna umumnya meliputi hewan invertebrata yang tertahan pada saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$ . Namun dalam beberapa hal, misalnya karena pertimbangan tekstur sedimen dan tingkat kesulitannya, maka lebih disarankan menggunakan saringan berukuran 800  $\mu\text{m}$  hingga 1000  $\mu\text{m}$ . Didasarkan pada pengalaman penulis pada tipe sedimen berpasir ('coarse sediment'), perbedaan antara penggunaan saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$  dan 1000  $\mu\text{m}$  tidak signifikan jika pengamatan dititikberatkan pada hewan yang telah dewasa. Namun pada pengamatan untuk melihat pula fase larva atau juvenil dan hewan-hewan minor/kecil lainnya (misalnya golongan Ostracoda, Polychaeta kecil, dan Crustacea), maka penggunaan saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$  lebih disarankan, walau akan membutuhkan waktu yang relatif lebih lama. Hewan megafauna merupakan invertebrata yang berukuran cukup besar hingga dapat dengan mudah diambil menggunakan tangan.

Berkenaan dengan penentuan ukuran saringan memang masih menjadi perdebatan para peneliti. Beberapa studi mengenai efisiensi penggunaan alat saring dengan berbeda-beda ukuran telah lama dilakukan ([1]; [7]; [2]). Misalnya, penurunan ukuran lubang saringan dari 0,62 mm menjadi 0,51 mm dapat menaikkan 47% jumlah individu yang disaring (Holme & McIntyre, 1971)[2]. Penggunaan saringan berukuran 0,5 mm akan menaikkan jumlah total organisme makrofauna menjadi 130-180% dibandingkan jika menggunakan ukuran 1,0 mm. Namun demikian biaya yang harus dikeluarkan selama proses tersebut mengalami kenaikan sekitar 200% [8]. Ref [7] menyatakan bahwa penggunaan saringan berukuran 0,75 mm sebagai pengganti ukuran 1 mm tidak menampakkan perbedaan yang berarti, namun penggunaan ukuran 0,5 mm dapat menjaring hampir semua species Polychaeta. Namun demikian, pada penelitian di laut lepas (*inshore*) dimana kondisi substrat cenderung berpasir dan berkerikil, maka penggunaan saringan berukuran 0,5 mm menjadi tidak praktis dan tidak efisien. Referensi [9] telah melakukan studi efek ukuran lubang saringan dan penentuan tingkat taksonomi

untuk melihat pola-pola variasi spatial dari beberapa famili anggota Polychaeta. Hasil penelitian tersebut membuktikan bahwa penggunaan saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$  umumnya menambah jumlah makrofauna yang ditemukan, namun penambahan tersebut kebanyakan berupa fase juvenil/larva. Sebagaimana diketahui bahwa identifikasi hewan fase juvenil cukup sulit untuk dilakukan sehingga akan memakan waktu identifikasi lebih lama. Lebih lanjut dinyatakan bahwa penyaringan dengan menggunakan ukuran 1 mm dan identifikasi fauna hingga tingkat famili akan menghemat waktu penyeleksian dan identifikasi sebesar dua per tiga dibanding menggunakan ukuran 500  $\mu\text{m}$ . Pada hakekatnya hewan makrofauna tidak dapat didefinisikan hanya berdasarkan ukuran lubang saringan. Namun demikian dikarenakan oleh pertimbangan tingkat kesulitan, waktu dan biaya, maka ukuran 1 mm merupakan ukuran yang paling hemat biaya (*cost-effective*) untuk digunakan dalam studi yang melibatkan kepadatan species dan diversitas. Hal ini telah pula diterapkan secara luas oleh kelompok peneliti yang melakukan penelitian secara rutin atau berkala. Sebagai jalan tengah, kiranya akan lebih bijaksana jika selain sampel sedimen yang akan disaring dengan alat saring berukuran 1 mm, diambil pula subsampel untuk disaring menggunakan ukuran lebih kecil dari 1 mm (misalnya 500  $\mu\text{m}$ ) untuk pengamatan lebih lanjut.

Pada hakekatnya hewan makrofauna tidak dapat didefinisikan hanya berdasarkan ukuran lubang saringan. Hartley dalam Referensi [1] menyatakan bahwa penggunaan ukuran saringan 1 mm tidak efisien, karena beberapa hewan makrofauna lain berukuran lebih kecil dari 1 mm dapat lolos dari lubang saring. Ukuran 1 mm hanya cocok digunakan studi estimasi biomassa, sedangkan untuk studi dinamika populasi secara lengkap, maka akan lebih tepat jika menggunakan saringan berukuran 100-200  $\mu\text{m}$ . Namun demikian dikarenakan oleh pertimbangan tingkat kesulitan, waktu dan biaya, maka dinyatakan pula bahwa ukuran 1 mm merupakan ukuran yang paling hemat biaya untuk digunakan dalam studi yang melibatkan kepadatan spesies dan diversitas. Hal ini telah pula diterapkan secara luas oleh para peneliti yang melakukan penelitian secara rutin atau berkala (monitoring groups). Referensi [8] menyatakan bahwa penyaringan dengan

menggunakan ukuran 1 mm dalam identifikasi fauna hingga tingkat famili akan menurunkan waktu penyeleksian dan identifikasi dua per tiga dibanding menggunakan ukuran 500  $\mu\text{m}$ .

Sebagai jalan tengah, Referensi [6] menyarankan agar selain sampel sedimen yang akan disaring dengan alat saring berukuran 1 mm, untuk beberapa sampel diambil pula subsampel untuk disaring dengan menggunakan ukuran lebih kecil dari 1 mm (misalnya 500  $\mu\text{m}$ ) untuk pengamatan lebih lanjut. Hal ini dimaksudkan agar kekhawatiran akan hilangnya group makrobentik berukuran lebih kecil dari 1 mm (Ostracoda, Nematoda, Crustacea kecil, dan Polychaeta kecil) masih dapat diatasi. Meskipun demikian, studi yang dilakukan Referensi [8] telah membuktikan bahwa penggunaan saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$  umumnya menambah jumlah makrofauna yang ditemukan, namun penambahan tersebut kebanyakan berupa fase juvenil/larva. Sebagaimana diketahui bahwa identifikasi hewan fase juvenil cukup sulit untuk dilakukan sehingga akan memakan waktu identifikasi lebih lama.

Agar tidak menjadi polemik yang berkepanjangan dan juga berdasarkan pengamatan beberapa peneliti, penulis secara pribadi menyarankan beberapa pernyataan berikut ini yang kiranya dapat digunakan sebagai pedoman untuk studi makrobenthik:

1. Jika pengamatan hanya dipusatkan pada golongan Mollusca, maka alat saring berukuran 850 $\mu\text{m}$  sudah memadai. Namun jika penelitian ditekankan pada invertebrata golongan Nematoda dan Crustacea kecil, maka ukuran idealnya harus lebih kecil dari ukuran tersebut [2].
2. Ukuran saringan berkisar 1 – 1,4 mm sangat cocok digunakan untuk studi estimasi biomassa dan studi-studi lain yang melibatkan kepadatan species dan diversitas, khususnya studi yang dilakukan secara berkala. Sedangkan untuk studi dinamika populasi secara lengkap, akan lebih tepat jika menggunakan saringan berukuran 100-200  $\mu\text{m}$  [1], [2].
3. Untuk tujuan pengamatan makrofauna secara umum, penggunaan saringan berukuran 500  $\mu\text{m}$  adalah paling ideal, kecuali jika kondisi tekstur substrat sangat kasar dan berpasir, dimana substrat akan banyak tertahan di atas saringan hingga memperlambat waktu proses

penyaringan tersebut [8]. Dalam kondisi demikian, penggunaan saringan berukuran 1 mm akan lebih efisien dalam hal waktu dan biaya.

Mengenai ukuran diameter alat saring, sebaiknya berukuran sedemikian sehingga mudah dioperasikan dengan menggunakan tangan. Jika alat saring berbentuk lingkaran sebaiknya berdiameter sekitar 45 cm [1], sedangkan jika alat berbentuk empat persegi panjang, ukuran ideal untuk sampel lebih dari 1 liter adalah 30 x 30 cm [2]. Diameter alat saring yang terlalu besar akan terlalu berat jika substrat yang disaring cukup banyak hingga pada akhirnya akan memperlambat dan menyulitkan proses penyaringan itu sendiri.

#### **Preservasi**

Preservasi dilakukan untuk mengawetkan hewan makrobenthos yang telah disortir dari sedimen yang telah disaring untuk memisahkannya dari partikel lumpur. Pada umumnya bahan/ larutan preservasi berupa larutan 70% isopropil atau etil alkohol. Sebelum dipindahkan, substrat harus dicuci dahulu dengan air tawar untuk menghilangkan unsur garam yang biasanya menempel pada organisme, khususnya Polychaeta. Walaupun pada dasarnya fiksasi dapat dilakukan dengan larutan 4% formalin dan preservasi dengan 70% etanol untuk semua jenis makrobenthos, namun jika spesimen akan diperlakukan secara spesifik untuk tujuan tertentu penelitian, misalnya menjaga warna specimen tidak berubah, maka prinsip kehati-hatian (*precaution approach*) terhadap spesimen harus diterapkan. Hal ini mengingat setiap jenis atau taksa organisme memiliki karakter tekstur jaringan dan kulit yang berbeda-beda.

#### **Penyortiran (Sorting)**

Substrat berisi makrofauna dalam 70% ethyl alkohol siap dilakukan penyortiran di bawah mikroskop binokuler/stereo. Penyortiran biasanya cukup dilakukan di bawah pembesaran 10 X lensa objektif. Lampu mikroskop diperlukan untuk memudahkan proses tersebut. Saat melakukan penyortiran sebaiknya dilakukan sedikit demi sedikit dalam cawan petri dengan menggunakan 2 pinset atau forcep yang berujung tajam. Dalam melakukan penyortiran, pada dasarnya dilakukan dalam dua tahapan. Tahap pertama yaitu

menyortir hewan makrofauna di bawah mikroskop stereo pada tingkat pembesaran yang relatif rendah (misalnya pembesaran 10X10) dan digolong-golongkan berdasarkan familinya. Hewan yang disortir kemudian dimasukkan ke dalam *vial* atau botol plastik kecil berisi alkohol dan diberi label nama takson, stasiun pengamatan dan tanggal pengambilan sampel. Hal yang perlu diperhatikan pada tahapan penyortiran ini adalah bahwa pengamatan di bawah mikroskop harus dilakukan sedikit demi sedikit dalam cawan petri dan selalu terendam dalam larutan alkohol. Namun penggunaan aquades saat penyortiran lebih disarankan. Hal ini disebabkan alkohol sangat mudah terevaporasi di bawah lampu mikroskop, sehingga hewan makrofauna kecil akan sangat mudah menjadi kering. Hal ini tentu sangat tidak diharapkan dan akan menyulitkan identifikasi lebih lanjut. Selain proses evaporasi ethanol dapat menyebabkan iritasi pada mata saat pengamatan di bawah mikroskop. Karena itu penggunaan air terdestilasi selama pengamatan di bawah mikroskop akan lebih efisien.

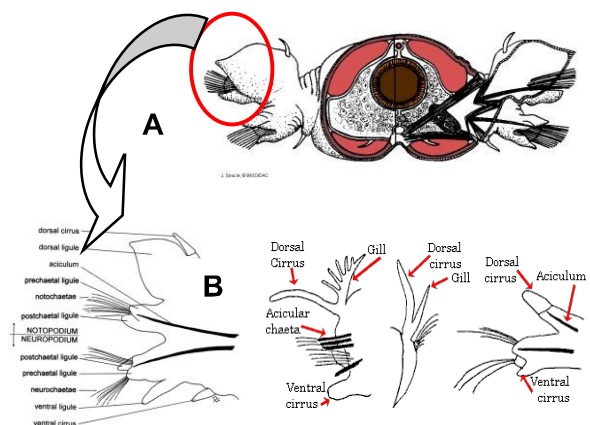
Pengamatan sebaiknya dilakukan seteliti mungkin dan tidak tergesa-gesa. Pengambilan substrat yang berlebihan ke dalam cawan petri dapat saja mempercepat proses penyortiran, namun jelas mengurangi tingkat ketelitian. Hewan sampel yang telah digolongkan pada tingkat famili dalam *vial-vial*, sesegera mungkin dikumpulkan berdasarkan stasiun pengambilannya ataupun berdasarkan famili yang sejenis. Pengumpulan vial berdasarkan stasiun pengambilan dilakukan untuk menghindari tercampur dengan sampel dari stasiun lain. Sedangkan pengumpulan *vial* berdasarkan famili sejenis lebih kepada pertimbangan efisiensi waktu identifikasi.

**Identifikasi (Identification)**

Segera setelah sampel disortir berdasarkan famili, tahapan berikutnya adalah mengidentifikasi makrofauna ke tingkat taksonomi lebih rendah, baik genus maupun spesies. Perlu digarisbawahi disini bahwa standar identifikasi harus dilakukan. Dalam sub bab ini tidak menjelaskan identifikasi secara detail tiap jenis dalam taksa, tapi identifikasi secara umum dari kelompok atau taksa dari hewan makrobenthos yang kepadatannya umumnya mendominasi saja, yaitu Polychaeta, Mollusca/Bivalvia, Crustacea, Echinodermata dan Ostracoda.

Pada hewan Polychaeta bagian yang selalu dicari adalah bagian ujung anterior yang disebut *prostomium* dengan memperhatikan jumlah dan posisi *apendage* yang menempel pada *prostomium* tersebut. Perbedaan antara famili satu dengan lainnya akan ditentukan pula oleh kenampakan, posisi, dan jumlah *branchiae* [7]. Selanjutnya perlu diperhatikan pula bagian segmen tubuhnya untuk mengetahui bentuk dan struktur *parapodia*. Pengamatan bagian ujung anterior atau *pygidium* untuk beberapa famili tertentu juga berguna. Pada bagian ini, kita bisa perhatikan ada tidaknya *anal cirrus*.

Untuk identifikasi hingga tingkat genus dan species, observasi yang lebih mendalam dan akurat penting dilakukan dengan cara pemotongan atau pembedahan bagian-bagian tertentu tubuh, khususnya bagian *parapodia*. Pada bagian ini terdapat *setae* yang penting untuk membedakan spesies satu dengan lainnya. Pembedahan bisa dilakukan dengan menggunakan forcep, scalpel atau iris scissor [6]. Langkah selanjutnya setelah didapatkan parapodia adalah menempatkannya pada kaca slide berbingkai dengan menggunakan cairan gliserol-alkohol. Pada preparat ini umumnya akan terlihat bagian *neuropodium* dan *notopodium*, walaupun pada beberapa anggota famili tertentu hanya *neuropodia* yang berkembang (*uniramous*).



**Gambar 7.** Parapodia pada Klas Polychaeta sebagai salah satu kunci identifikasi: A. morfologi parapodia secara umum; B. Struktur pembentuk notopodium dan neuropodium; C. Variasi chaeta pada beberapa species

Penentuan *parapodia* mana yang harus diambil sangat bergantung pada anggota famili mana yang sedang diteliti. Pada umumnya pengambilan dilakukan terhadap *parapodia* bagian tengah tubuh berupa suatu seri parapodia cukup panjang yang memiliki kenampakan sama. Namun terhadap beberapa famili tertentu, pengambilan *parapodia* bagian anterior atau satu parapodia spesifik perlu dilakukan untuk diteliti lebih jauh. Oleh karena itu sebaiknya perlu melihat referensi kunci identifikasi terlebih dahulu sebelum menentukan *parapodia* mana dan berapa yang harus diambil agar proses identifikasi berjalan lebih efisien. Secara umum struktur parapodial dapat dengan mudah diamati di bawah mikroskop dengan pembesaran yang relatif rendah (10x pada lensa objektif). Namun untuk mengamati struktur setal akan mudah diamati dengan menggunakan minyak imersi pada 100x pada lensa objektif. Jika pencahayaan dirasa agak lemah, maka disarankan untuk menggunakan minyak imersi di antara kondensor dan sisi bawah dari slide. Pembedahan juga perlu dilakukan pada bagian ujung anterior tubuh cacing Polychaeta untuk mengamati struktur *faring eversible* ataupun rahangnya.

#### **Pengukuran Biomasa**

Dalam upaya untuk menentukan tingkat kesuburan suatu wilayah perairan, ada tidaknya gangguan lingkungan, maupun pengkayaan organik, maka kita perlu mendapatkan data utama dan pendukung. Data utama dapat dibedakan menjadi data abiotik dan data biotik. Data abiotik dapat berupa kondisi fisika – kimia perairan dan sedimen. Data yang paling umum menentukan kehidupan hewan makrobenthos antara lain: kecerahan air, suhu, salinitas, konduktivitas, total organik karbon (TOC), komposisi butiran substrat sedimen, kandungan organik substrat, total karbon, total nitrogen, total organik terlarut (TSS), dll. Sedangkan biotik dapat berupa total jenis, kelimpahan (abundance), jumlah jenis (number of species), komposisi jenis, dan biomasa. Biomasa suatu organisme dapat diukur sebagai berat basah, berat kering, dan / atau berat kering bebas abu, baik dari bahan segar atau yang telah difiksasi. Selain itu, kandungan energi (J) dan / atau setara materi (C, N, P) dapat ditentukan, menggunakan bahan segar saja. Berat basah segar lebih disukai dilakukan untuk berat basah dalam larutan

formalin, tetapi penimbangan harus dilakukan sampai setidaknya tiga bulan setelah fiksasi [9].

#### **Pengukuran berat basah**

Berat basah diperoleh dengan menimbang setelah cairan eksternal telah hilang/kering pada kertas filter. Hewan-hewan dapat dikeringkan menggunakan kertas saring sampai tidak ada bekas basah lebih jelas dapat dilihat. Hewan bercangkang (misalnya Bivalvia) umumnya ditimbang dengan kulitnya, dan air harus dikeringkan sebelum bivalvia ditimbang. Ketika berat bebas cangkang ditentukan, berat cangkang harus dimasukkan dalam daftar data. Hewan golongan Echinoida harus ditusuk terlebih dahulu sebelum ditimbang untuk membuang air dari dalam tubuhnya, lalu dikeringkan menggunakan kertas filter. Setelah air non-jaringan telah dibuang/dikeluarkan, organisme ditimbang dengan akurasi yang diperlukan (untuk makrofauna dewasa: 0,1 mg).

#### **Pengukuran berat kering**

Sebelum ditimbang, semua hewan Polychaeta harus dikeluarkan dari rumah tabungnya. Berat kering dapat ditentukan setelah spesimen dikeringkan dari bahan fiksasi (formalin) pada suhu 60°C hingga berat konstan tercapai (12-24 jam, atau lebih lama, tergantung dari ketebalan spesimen, bivalvia besar membutuhkan waktu hingga 96 jam). Bobot kering yang diperoleh secara *liofilisasi* (pengeringan beku) sedikit lebih tinggi/berat daripada yang diperoleh dengan oven. Misalnya untuk *Mytilus*, karena adanya jaringan *liofilisasi*, berat yang ditimbang dapat lebih 10,9% dibanding penimbangan jaringan dengan oven-kering [10]. Sebelum ditimbang, spesimen diletakkan pada cawan aluminium yang telah ditimbang berat awalnya, kemudian dikeringkan pada suhu 60°C selama 24 jam. Spesimen kemudian didinginkan pada suhu ruangan, dan ditimbang pada timbangan analitik (*microbalance*) [11].

#### **DAFTAR PUSTAKA**

- [1] Mackie, A. S. Y. & Oliver, P. G. 1996. Marine macrofauna: Polychaetes, Molluscs and Crustaceans, p. 263-284. In: Hall, G. S., ed., *Methods for the examination of organismal diversity in soils and*



- sediments*. CAB International, University Press, Cambridge.
- [2] Holme, N.A., and McIntyre, A. 1984. Methods for the study of marine benthos. IBP Handbook, 16. Second edition. Oxford. 387 pp.
- [3] Putro, S.P. 2009. Response of Trophic Groups Of Macrobenthic Fauna to Environmental Disturbance Caused By Fish Farming. *Journal of Coastal Development*, 12(3) : 155 – 166
- [4] Putro, S.P, Hariyati, R., and Suhartana. 2012. Assessment of Environmental Quality of Coastal Fishpond Areas Using Macrobenthic Structure: Multivariate and Graphical Approaches, *J. Int. Environmental Application & Science*, 7 (5): 933-938.
- [5] Putro, S.P., 2009. Response of trophic groups of macrobenthic fauna to environmental disturbance caused by fish farming. *J. Coast. Dev.*, **12**: p.146-152.
- [6] USEPA. 1997. Environmental Monitoring and Assessment Program (EMAP): Research Plan 1997. U.S.Environmental Protection Agency, Office of Research and Development, Washington, DC.
- [7] Fauchald, K. 1977. The Polychaete Worms: Definitions And Keys To The Orders, Families And Genera. Natural History Museum of Los Angeles County In Conjunction With The Allan Hancock Foundation University Of Southern California, USA.
- [8] USEPA (United States Environmental Protection Agency). (1987). Quality Assurance and Quality Control (QA/QC) for 301(h) Monitoring Programs: Guidance on Field and Laboratory Methods. EPA Document 430/9-86-004. Office of Marine and Estuarine Protection. 267 p.
- [9] James, R. J., M. P. Lincoln Smith & P. G. Fairweather. 1995. Sieve Mesh-Size And Taxonomic Resolution Needed To Describe Natural Spatial Variation Of Marine Macrofauna. *Mar. Ecol. Prog. Ser.*, 118: 187-198.
- [10] Winberg, G.G. 1971. Methods for the estimation of the production of aquatic animals. Academic Press, London, New York. 175 pp.