

SUPSI

Da' vita alla tua lezione! *Idra viridissima*: uno cnidario, infinite potenzialità didattiche

Materiali docente

1 Indicazioni pratiche

1.1 Mantenere una coltura di idre

Avvio della coltura

- All'arrivo della coltura madre, allentare il tappo del contenitore per favorire il ricambio d'aria.
- Aerare delicatamente la coltura utilizzando una pipetta di plastica per garantire una corretta ossigenazione. Effettuare una decina di sbuffi d'aria con la pipetta per areare la coltura in modo ottimale.
- Se si utilizzano le idre in un periodo inferiore agli 8 giorni, non è necessario intraprendere ulteriori misure di cura degli animali. Occorre semplicemente tenere il tappo del contenitore di coltura allentato per favorire il ricambio d'aria.

Prolungamento della coltura (oltre 8-10 giorni)

Trasferimento delle idre

- Trasferire le idre in ciotole o contenitori di vetro Pyrex con coperchio non ermetico per consentire un adeguato flusso d'aria.

Alimentazione

- Due volte a settimana alla mattina, nutrire le idre con naupli di *Artemia salina* appena schiusi. I naupli di *Artemia* rappresentano la prima fase dello sviluppo larvale di questo piccolo crostaceo. *Artemia* vive in ambienti salmastri e ipersalini, ed è molto usata in acquariofilia e nella ricerca come fonte di cibo vivo per pesci e altri organismi acquatici, tra cui le idre (Lavens e Sorgeloos, 1996). La quantità di naupli è difficile da stabilire con precisione. L'obiettivo rimane però di fornire alle idre un quantitativo di naupli appena superiore a quello che possono consumare nel giro di 20 minuti. Questa quantità dipende dal numero di idre e dalla loro dimensione. Siccome *Hydra viridissima* ha una taglia inferiore a quella di *Hydra vulgaris*, il quantitativo indicato nella letteratura è di uno o due naupli per individuo (Slobodkin e Bossert, 2001). Inoltre, è importante notare che le idre non interrompono spontaneamente la cattura e l'ingestione dei naupli, il che può causare un eccesso di cibo potenzialmente letale per questi animali. Di conseguenza, se si desidera utilizzarle con più classi per osservare il processo di predazione, non dovrebbero essere nutrite tra una lezione e l'altra.

Cambio d'acqua

- Verso mezzogiorno dello stesso giorno in cui sono stati alimentati gli animali, effettuare un cambio d'acqua per rimuovere i naupli non consumati.

Procedura:

- Ruotare delicatamente l'acqua nella ciotola per concentrare le idre al centro.
- Se alcune idre si attaccano al fondo del contenitore, utilizzare un piccolo raschietto di plastica per rimuoverle delicatamente.
- Prelevare le idre con una pipetta e trasferirle in un nuovo contenitore con acqua pulita.
- Ripetere questa operazione per tre passaggi per assicurare una pulizia ottimale.
- Alla fine della giornata scolastica, effettuare un secondo cambio d'acqua seguendo la stessa procedura del primo.

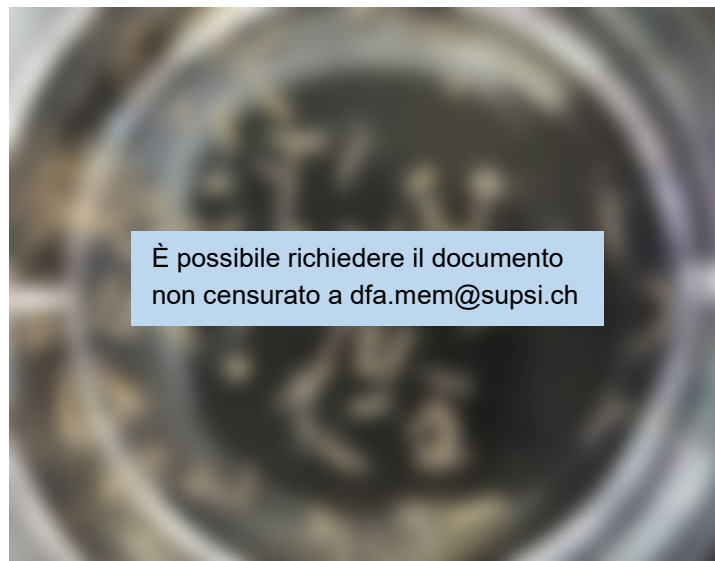


Figura 3: Hydra vulgaris in coltura. Le idre sono mantenute in recipienti di vetro coperte da un coperchio appoggiato in modo non ermetico.

N.B.: Un tutorial che permette di visualizzare come raggruppare le idre è disponibile nella sezione “materials and equipment” (Video S1) nella pubblicazione di Lovas & Yuste, 2022.

1.2 Protocollo per la schiusa di *Artemia salina*

Preparazione della soluzione salina

- Pesare 18 g di sale marino e versare nel cono del set di allevamento per Artemia.
- Aggiungere 500 ml di acqua demineralizzata, mescolando così da ottenere una salinità di circa 36 ppt.

Aggiunta delle uova di Artemia

- Aggiungere le uova di Artemia nella quantità adeguata in base alla grandezza della coltura di idre (es.: 1 g di uova per una coltura di piccole dimensioni di 30 idre).

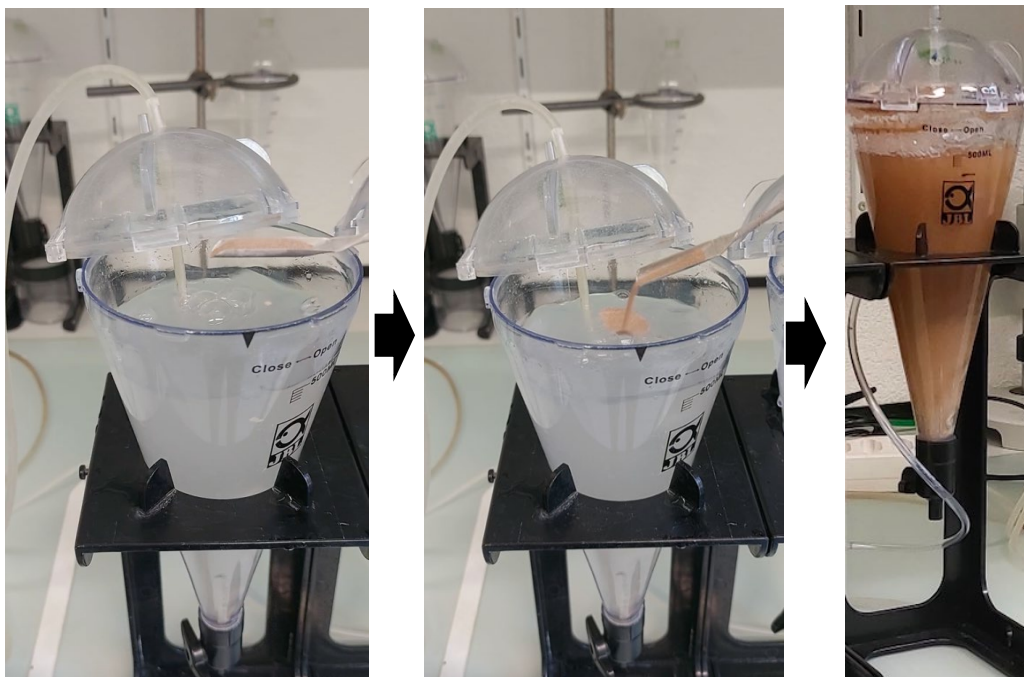


Figura 4: Preparazione di Artemia. Dopo aver aggiunto 18g di sale a 500 ml di acqua demineralizzata, aggiungere le uova di Artemia e collegare il tubo di areazione.

Aerazione

Collegare una pompa di aerazione al cono di allevamento per garantire una buona ossigenazione e il mantenimento delle uova in sospensione.

Condizioni di incubazione

La schiusa in condizioni di temperatura ambiente prende solitamente 36 ore. Per fare sì che la schiusa avvenga in 24 ore occorrerebbe mantenere il cono ad una temperatura costante di 30°C con una forte illuminazione.

Preparazione

Appena dopo la schiusa, prelevare i naupli di *Artemia* con l'apposito setaccio e effettuare tre lavaggi consecutivi con acqua *Evian*.

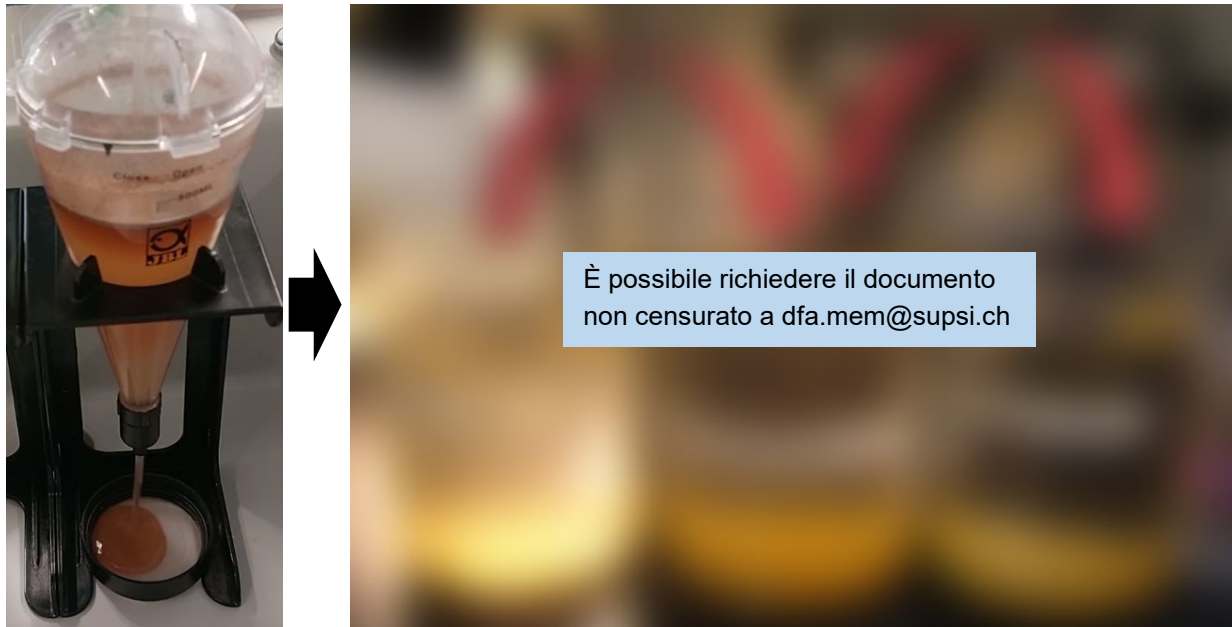


Figura 5: Preparazione di Artemia. Dopo aver separato i naupli dall'acqua, effettuare tre lavaggi consecutivi con acqua Evian.

Osservazioni

- Le uova di *Artemia* non utilizzate possono essere conservate in un barattolo ermetico a 4°C, in un ambiente asciutto e privo di luce diretta. Questo ne garantirà la conservazione a lungo termine.
- Pulire il cono di allevamento dopo ogni utilizzo per prevenire accumuli di residui e contaminazioni.

1.3 A cosa occorre prestare particolare attenzione

Le idre sono animali estremamente sensibili, di conseguenza ci sono alcuni fattori ai quali bisogna prestare particolare attenzione per la coltura.

- L'idra è estremamente sensibile ai metalli pesanti e ai detergenti, di conseguenza si consiglia di utilizzare vetreria nuova o precedentemente autoclavata. Anche le piastre di Petri, le piastre di coltura e le pipette di plastica devono essere accuratamente lavate per evitare contaminazioni di detergenti e saponi.
- Le idre sono sensibili anche a contaminazioni di funghi e batteri. È perciò fondamentale nutrire le idre con i naupli di *Artemia* entro 24 ore dalla schiusa, per evitare che i crostacei abbiano il tempo di sviluppare infezioni che sarebbero dannose per le idre.
- Solamente i naupli con meno di un giorno di vita, sono abbastanza piccoli per essere ingeriti dalle idre.
- L'acqua delle idre deve essere cambiata regolarmente per rimuovere i naupli non mangiati e gli scarti.
- Per la coltura di idre, si necessita di acqua *Evian* in bottiglia. L'acqua non deve contenere tracce di cloro né metalli pesanti.
- La temperatura di coltura dovrebbe essere mantenuta stabile tra 17°C e 23°C. Meglio se stabile attorno ai 18°C.
- Durante la coltura di idra verde (*Chlorohydra viridissima*), è necessaria un'esposizione a circa 8-10 ore di luce artificiale o naturale. Tuttavia l'esposizione non deve essere diretta al fine di non riscaldare l'acqua di coltura e facilitare la crescita di alghe che potrebbero danneggiare le idre.

1.4 Budget

Il budget complessivo per l'acquisto di un set di *Hydra viridissima* (indipendentemente dal loro numero) e di tutto il materiale necessario per la coltivazione e il mantenimento è riportato nella tabella seguente.

Una parte del budget riguarda l'attrezzatura e i materiali necessari per la coltura delle Artemie, utilizzate come nutrimento per le idre, tra cui le uova di *Artemia*, il sale marino e il sistema di schiusa.

Per il mantenimento delle idre è inoltre necessaria acqua minerale in bottiglia.

Vale la pena notare che il budget del progetto può essere ulteriormente ridotto nel caso in cui si desideri semplicemente acquistare le idre da mostrare alle classi, senza avviare una coltura.

Articolo	Prezzo	Rivenditore	Durata
Opzione 1: cono di schiusa & pompa JBL Artemio set	49.-	Amazon	Indefinita
Opzione 2: piatto per l'allevamento di Artemia Hobby	21.70.-	Galaxus	Indefinita
Sale (4kg) InstantOcean	30.-	Galaxus	~ 2 anni con coltura continua
Uova di artemia per nutrizione (20g) Hobby	8.90.-	Galaxus	~ 3 mesi con coltura continua
Acqua minerale (18L) Evian	13.20.-	Migros	~5 mesi con coltura continua
Hydra viridissima	70.-	UniGe	-

2 Ecologia delle idre: dove trovarle in Svizzera

L'idra può essere trovata in Svizzera in qualsiasi corpo d'acqua dolce ragionevolmente non inquinato, durante tutto l'anno. Un metodo efficace per individuarla consiste nel raccogliere rami, foglie o vegetazione sommersa e lasciarli in ammollo per una notte in un recipiente di vetro. Il giorno successivo, osservando attentamente il contenitore con uno stereomicroscopio a bassa potenza o con una lente d'ingrandimento, è spesso possibile individuare i polipi di idra distesi. Questi, infatti, raramente sono visibili subito: tendono a estendersi solo dopo che l'acqua si è stabilizzata (Bossert e Galliot, 2012).

La loro abbondanza dipende dalla distribuzione stagionale dello zooplancton e può variare tra ruscelli, stagni e laghi. In laboratorio, si osserva che le colture di idra tendono a galleggiare quando sono affamate, per poi riattaccarsi al substrato dopo essere state nutrite (Lomnicki e Slobodkin, 1966). Per questo motivo, i luoghi migliori per cercarle in natura sono spesso le estremità a valle di un lago o le pozze nei ruscelli immediatamente a valle del bacino.

3 Esempi di declinazioni didattiche

Insieme agli esempi di applicazioni didattiche, presentati ciascuno con un paragrafo introduttivo, l'elenco dei materiali e il procedimento, è fornito anche un esempio di scheda di registrazione dei dati che può essere utilizzata dagli allievi. Si tratta, naturalmente, di un riferimento indicativo e non vincolante.

3.1 Reti alimentari - Interazioni preda predatore

La risposta alimentare dell'idra è un esempio affascinante di interazione predatoria nei microcosmi acquatici. Grazie ai tentacoli dotati di nematocisti urticanti, l'idra riesce a immobilizzare rapidamente le sue prede, dimostrando un'efficienza predatoria sorprendente. Questo esperimento consente di osservare da vicino il comportamento di caccia dell'idra e di raccogliere dati quantitativi, come il numero di prede catturate, il tempo di ingestione e la relazione tra la dimensione dell'idra e la quantità di cibo consumato.

Materiali:

- Stereomicroscopio (preferibilmente con sfondo scuro)
- Piastre a 6 pozzetti
- Pipette Pasteur
- Naupli di Artemia vivi

Procedimento:

- Preparazione dell'esperimento:
 - Distribuire 6 idre nelle piastre a 6 pozzetti (una idra per pozzetto) pre-riempite con acqua e lasciarle ambientarsi e attaccarsi per almeno 1 ora.
- Alimentazione con Artemia:
 - Prelevare una goccia d'acqua contenente naupli di Artemia e trasferirla nei pozzetti insieme alle idre.
- Osservazione della reazione iniziale:
 - Appena i naupli entrano in contatto con l'idra, osservare il movimento dei tentacoli, che iniziano a contorcersi e arrotolarsi.
 - Notare come i naupli si immobilizzano immediatamente al contatto con le nematocisti.
- Cattura delle prede:
 - Se la quantità di naupli è sufficiente, l'idra apparirà ricoperta di crostacei paralizzati, trattenuti dai tentacoli.

- **Ingestione:**
 - Dopo pochi minuti, si può osservare la contrazione dei tentacoli, che avvicinano le prede alla bocca.
 - La bocca conica si aprirà per inglobare i naupli, completando l'ingestione in circa 20 minuti (o meno).
- **Analisi e approfondimento:**
 - Contare il numero di prede ingerite.
 - Registrare il tempo impiegato per l'ingestione completa.
 - Valutare la possibile relazione tra la dimensione dell'idra e la quantità di naupli consumati.

3.2 Sistema nervoso – Fotobiologia

Sebbene le idre non possiedano dei veri e propri fotorecettori, una proteina simile alla rodopsina è stata identificata nello strato ectodermico di questi animali, rendendoli di fatto sensibili alla luce.

Gli studenti possono osservare il comportamento fototattico delle idre in condizioni di controllo e sperimentali. Nel corso di 4-5 giorni le idre si accumuleranno vicino alla fonte di luce, mentre quelle nel controllo rimarranno distribuite casualmente. L'esperimento è ideale per studenti liceali in quanto permette di introdurre il concetto di gruppi di controllo e gruppi sperimentali nell'ambito del metodo scientifico.

Materiali:

- Piastre Petri in plastica da 9 cm di diametro
- Vernice nera
- Nastro adesivo nero
- Lampade fluorescenti cool-white da 40 watt

Procedimento:

- Preparazione delle piastre Petri:
 - Dipingere l'esterno di una piastra Petri da 9 cm con vernice nera. Se necessario, aggiungere uno strato di nastro nero per impedire completamente l'ingresso della luce.
 - Preparare il coperchio della piastra nello stesso modo, lasciando però una finestra circolare centrale trasparente con un diametro di 1 cm.
- Creazione della griglia di misurazione:
 - Sul coperchio di un'altra piastra Petri, disegnare cerchi concentrici distanti 1,2 cm l'uno dall'altro.
 - Numerare gli anelli da 1 a 4, con 1 come anello più esterno e 4 come disco centrale sotto la finestra trasparente (le aree degli anelli sono rispettivamente 4,5 cm², 12,1 cm², 28,8 cm² e 30,9 cm²).
- Preparazione dell'esperimento:
 - Distribuire casualmente 10-20 idre nelle piastre Petri pre-riempite con acqua e lasciarle ambientarsi e attaccarsi per almeno 1 ora.
- Posizionamento delle piastre:
 - Collocare le piastre con i coperchi 75 cm sotto lampade fluorescenti cool-white da 40 watt.

- Rilevazione dei dati:
 - A intervalli di 24 ore, rimuovere i coperchi delle piastre sperimentali e sostituirli con la griglia preparata.
 - Contare il numero di idre presenti in ciascun anello della griglia.

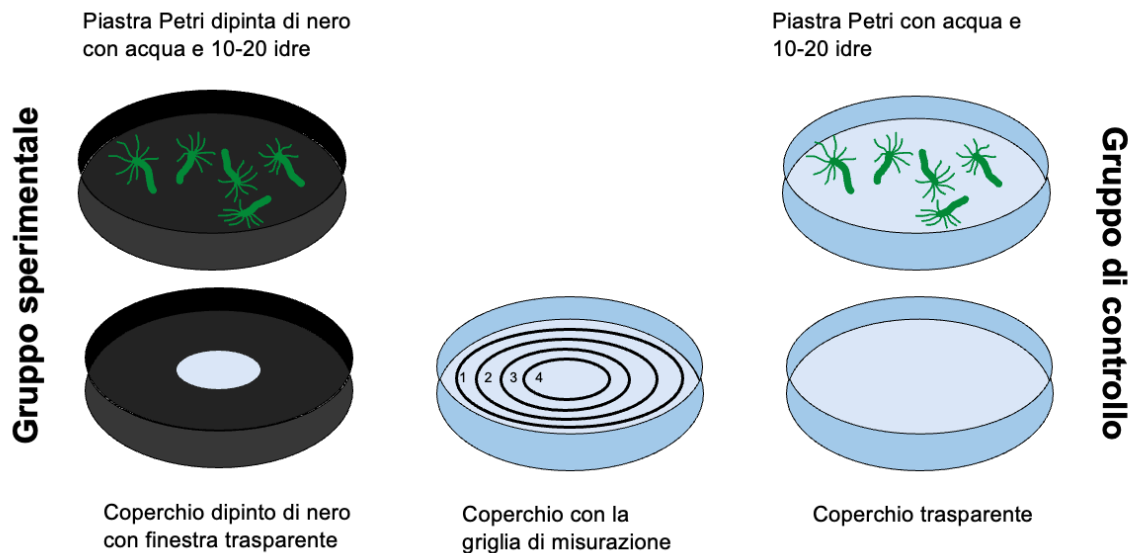


Figura 6: Materiale necessario per l'esperimento di fotobiologia. Per il gruppo sperimentale una piastra Petri dipinta di nero e un coperchio dipinto di nero con una finestra trasparente. Per il gruppo di controllo una piastra Petri con coperchio trasparente. Inoltre, serve un terzo coperchio trasparente con una griglia per le misurazioni.

3.3 Rigenerazione della testa nelle idre

La rigenerazione rappresenta uno dei processi biologici più affascinanti, in cui un organismo è in grado di ricostruire parti mancanti del proprio corpo attraverso la proliferazione e la differenziazione cellulare. Questo fenomeno offre un modello straordinario per comprendere i meccanismi di sviluppo e riparazione dei tessuti, con potenziali implicazioni anche in ambito medico, come la rigenerazione di organi e la medicina rigenerativa. Lo studio di questi processi, osservabile in organismi semplici come le idre, consente di esplorare i segnali molecolari e cellulari che guidano la formazione di strutture complesse a partire da cellule indifferenziate.

Materiali:

- Pipette Pasteur
- Coperchi di piastre Petri in plastica da 9 cm per il taglio delle idre
- Piastre Petri in plastica da 9 cm per la fase iniziale di rigenerazione
- Piastre a 6 pozzetti per datare le idre
- Lame di bisturi sterili con manici già fissati
- Stereomicroscopio (preferibilmente con sfondo scuro)

Procedimento:

GIORNO 1

- Preparazione degli esemplari:
 - Selezionare almeno 30 idre, a digiuno da almeno 24 ore (il tempo di digiuno influisce sulla velocità di rigenerazione).
- Preparazione per il taglio:
 - Collocare i 30 polipi nel coperchio di una piastra Petri da 9 cm riempita con acqua.
- Taglio e trasferimento:
 - Con un bisturi sterile, tagliare i polipi sotto i tentacoli (80% della lunghezza del corpo) o a metà del corpo (50%).
 - Rimuovere le parti superiori per seguire esclusivamente la rigenerazione della testa e trasferire le parti inferiori in una piastra Petri da 9 cm pre-riempita con 30 ml di acqua.
 - Mantenere sempre almeno 1 ml di acqua per idra nella fase iniziale del test: una quantità d'acqua insufficiente può inibire la rigenerazione della testa a causa dei prodotti rilasciati dagli animali feriti.

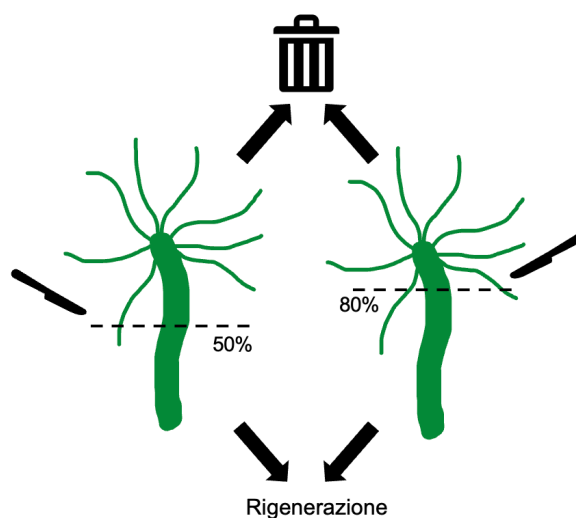


Figura 7: Schema di taglio di Hydra viridissima. Le idre possono essere tagliate a metà del corpo (50%) oppure all'80% della lunghezza del corpo. La parte orale si rimuove e si osserva la rigenerazione della testa della parte aborale.

GIORNO 2

- Numerare i pozzetti della piastra da 1 a 6 e riempire ciascun pozzetto con 8 ml di acqua.
- A intervalli regolari (solitamente ogni 2 ore), a partire da 20 ore dopo l'amputazione, osservare i corpi in rigenerazione e registrare il grado di rigenerazione tramite un disegno, collocando ogni idra nel pozzetto corrispondente allo stadio di rigenerazione osservato nella piastra a 6 pozzetti.

GIORNO 3

- A intervalli regolari (2 ore) continuare con il processo di *staging*, spostando progressivamente gli animali da un pozzo all'altro man mano che avanzano di stadio. Continuare lo *staging* per almeno 72 ore dopo l'amputazione.

NB: A temperatura ambiente (~23°C) la rigenerazione sarà rapida, ma molto più lenta a 18°C. Per questo motivo è consigliabile fare un programma/calendario in modo che gli studenti possano classificare gli animali ogni due ore a partire dal momento in cui compaiono i rudimenti dei tentacoli. Ovviamente si imporranno adattamenti legati al programma degli allievi, ma val la pena tematizzare con loro le ragioni che in ambito di ricerca scientifica imporrebbe un esame rigoroso anche dal punto di vista delle tempistiche e/o come superarlo ad esempio mediante la presa automatizzata di fotografie.

I tagli sequenziali consentono a gruppi successivi di studenti di registrare e analizzare i dati.