



Project funded by
EUROPEAN UNION



Common borders. Common solutions.

BSB 27 - MONITOX

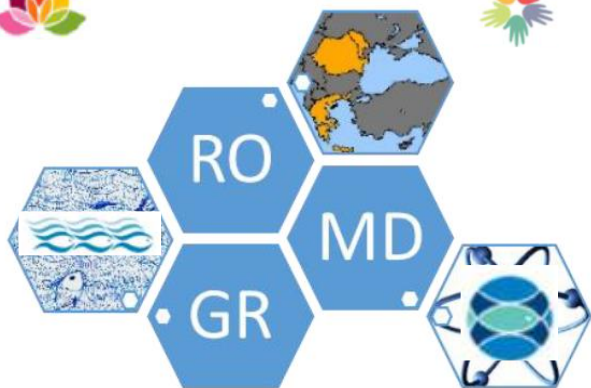


Black Sea Basin interdisciplinary cooperation network for sustainable joint monitoring of environmental toxicants migration, improved evaluation of ecological state and human health impact of harmful substances, and public exposure prevention

**Environmental toxicants - specific techniques
for sampling and samples pretreatment**



MONITOX

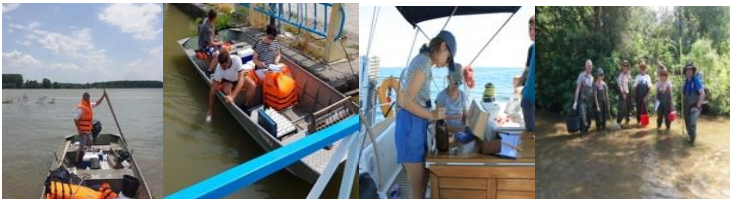


For all environmental factors, sampling activities have been carried out during monitoring programs and also for research studies. The purpose of the sampling activities is to obtain representative samples from a heterogeneous area, in order to represent the environment as accurately as possible at the time of collection. Three major steps are involved in the sampling activities: development of a sampling plan, including where and when samples will be collected and the number of samples required, collection of the samples, samples preservation during transportation and storage.

There are two different types of water sample that can be taken from rivers, lakes and similar surface waters: instantaneous samples that are collected at a certain location, depth and time, and composite or integrated samples that may be depth-integrated, area-integrated, time-integrated or discharge-integrated.

Different types of sampling devices are available (dissolved oxygen sampler, depth sampler, multi-purpose sampler), many of them being designed for specific purposes. The volume of collected water depends upon the analyses to be carried out, and ranges from 100 mL to 5 liters (volume collected should be sufficient to ensure a representative sample, allow for at least three replicate analyses).

The temperature of the water should be measured and recorded immediately after the sample is collected. Physical parameters (for example pH, dissolved gases, suspended solids) should be determined on site or, as soon as possible, afterwards.



Containers for samples transportation should be used only for water samples and never for the storage of chemicals or other liquids. Glass containers are commonly used and are appropriate for samples for many analyses, but for certain chemical analyses, for biota or sediments, plastic containers are recommended.

A bottle/container that is to be used for transport or storage of the sample should be rinsed three times with portions of the sample before being filled. This does not apply, however, if the transport bottle already contains a preservative chemical. No preliminary rinsing is done before the collection of suspensions and microbiological samples.

Samples should be transferred to the storage/transport bottle immediately after collection. A small air space should be left in the storage/transport bottle to allow the sample to be mixed before analysis. Each sample bottle must be provided with an identification label.

The ideal devices that should be used for water sampling are the Van Dorn Sampler and bathometers. The Beta Van Dorn Sampler is suitable for trace metals and organic pollutants. Sometimes, when the sampling point is situated on the bank of a river or lake, the sample is collected directly in vessel for transportation by using any sampling vessel (as example, a bucket) made from a material which is not able to contaminate the sample.

For the analysis of general physical-chemical quality elements (thermal ($t^{\circ}\text{C}$), pH), salinity (conductivity, filterable fix residue, chloride, sulphate, calcium, magnesium, natrium, potassium)) the samples of surface waters are transported to the laboratory in completely full, tightly stoppered bottles with no preservatives added. The water samples should be stored in a cool, dark place to $1-5^{\circ}\text{C}$, for analysis in the laboratory.

The oxygen regime takes into account: dissolved oxygen, biochemical oxygen demand, chemical oxygen demand.



The method for determination of dissolved oxygen is titration method (the Winkler method). This method involves the chemical fixation of the oxygen in a water sample collected in an air-tight bottle. Fixation is carried out in the field and the analysis, by titration, is carried out in the

laboratory. Samples collected for analysis by titration must be taken with great care to ensure no air bubbles trapped in the bottle, which must be filled to overflowing and stoppered. The necessary reagents must be added for oxygen fixation immediately the sample is taken and the bottles must be protected from sunlight until the determination is carried out, which should be as soon as possible. In situ, it is possible to measure the dissolved oxygen concentration, using a portable oxy meter.

Water samples collected for Biochemical oxygen demand (BOD) measurements must not contain any added preservatives and must be stored in glass bottles. Ideally the sample should be tested immediately since any form of storage at room temperature can cause changes in the BOD (increase or decrease depending on the character of the sample) with more than 40 per cent. Storage should be at 5°C and only when it is absolutely necessary.

Samples for Chemical Oxygen Demand (COD-Cr) analysis are collected in bottles which do not release organic substances into the water, such as glass-stoppered glass bottles. Ideally, samples should be analyzed immediately, or if unpolluted, within 24 hours provided they are stored cold. If analysis cannot be carried out immediately, the samples should be preserved with sulphuric acid. For prolonged storage samples should be deep frozen. Unfiltered samples containing settleable solids should be homogenised prior to sub-sampling. All water samples subjected to nutrient (ammonia, nitrite, nitrate, ortho phosphate) analysis are preserved with 1 mL chloroform for 500 mL water, stored at 4°C and analyzed.

For the analysis of organic nitrogen (mg/L) the samples were preserved on the field with 1 mL H₂SO₄ concentrate for 100 mL sample, stored at 4°C and analyzed in the laboratory.

Prior to analysis, water samples for dissolved forms (inorganic nitrogen and phosphorus) are filtered through 0.45 µm pore-size membranes.

Samples for metals analysis are usually pre-treated by acidification prior to transportation to the laboratory to suppress hydrolysis, sorption and other processes which affect concentration. However, such preservation techniques destroy the equilibrium of the different forms of the metals, and can be used only for determination of total concentrations. For determination of dissolved metals, it is recommended that the samples are filtered through 0.45 µm pore diameter membrane filters (using ultra-clean equipment in a laminar flow hood). The filtered sample should be acidified for preservation. Removal of the particulate matter by filtration prevents dissolution or desorption of trace metals from the particulate phase to the dissolved phase within the sample. A very high degree of cleanliness in sample handling at all stages of collection and analysis is necessary (such as use of ultra-pure acids to clean glassware or PTFE (polytetrafluoroethylene) utensils, use of a laminar flow hood for sample manipulation and special laboratories with air filtration and purification systems) to avoid contamination and incorrect results.

For phytoplankton analysis, the samples were collected in plastic containers of 1 L and preserved with 5 mL lugol solution.



The sampling point, as well as the site characteristics of the area, are noted in samples notebook, for more information about weather, water colour and other parameters that can indicate water quality. Samples may be taken from an established depth or from more samples from different depths in case of deep waters.

In case of a sample taken from more depths, it is necessary to mix collected samples in order to obtain one composite sample from the sampling point.

For zooplankton determination, the methods consist in filtering 30 L of water from the surface of the water body through plankton net (55 μm mesh size) and fixed immediately with absolute ethanol, into plastic container. It is considered most important to recognize that no sampling method will provide enough data to reflect the actual biological community which exists in the sampled area.

At present, three biological sampling categories have been standardized each dealing with the sampling of benthic macroinvertebrates in two aquatic environments of flowing water, shallow and deep water. Two international standards deal with the interpretation and presentation of data and one with the preservation and handling of samples.

Quantitative sampling with Ekman dredge is useful only for sampling mud, silt, muck, in water with little current. It is difficult to use it when rocky or sandy bottoms or moderate macrophyte growth are present because small pebbles or grit or macrophyte stems prevent proper jaw closure. The grab weighs approximately 3.2 kg. The box-like part holding the sample has spring-operated jaws on the bottom that must be cocked manually. At the top of the grab are two hinged overlapping lids that are held open partially during descent by water passing through the sample compartment. These lids are held shut by water pressure when the sampler is being retrieved.

When we perform sampling qualitatively, organisms are searched in as many different habitats as possible. Dip, kick nets are the most versatile collecting devices for shallow, flowing water, and are useful also for shoreline collecting in lakes.

When combined with a standardized kicking technique, these nets are appropriate for quantitatively sampling macroinvertebrates. Three minutes kick is made in the important habitats of the aquatic ecosystem.

After a representative sample has been collected, animals, vegetation, and substrate are preserved for picking, sorting, and analysis (e.g., taxonomic, statistical). The organisms from each sample are placed into a separate jar or vial and covered with a preservative such as 70 percent (%) ethyl alcohol, 40% isopropyl alcohol, or neutral formalin. Alcohol is less irritating to use than formalin therefore it is recommended to use.

Sampling of microplastics takes into account that these particles are in relatively small quantities from surface waters, and can be carried out by trawling the sampling net just below the gloss of the water, taking into account the volume of water to pass through the sampling device.



In situ, it is possible to analysis a lot of indicators with EXO2 probe, a multiparametric instrument that collects water quality data. The probe collects data with up to six sensors, each sensor measuring its parameters through a variety of electrochemical, optical, or physical detection methods water temperature ($^{\circ}\text{C}$), pH (pH units), water depth (m), cyanobacteria concentration ($\mu\text{g/L}$), chlorophyll *a* ($\mu\text{g/L}$), at 1 second.

Depending on the user-defined settings, the EXO2 probe will collect data and store it on board the probe, transfer the data to a data collection platform, or transmit to the user's computer or portable EXO instrument via cable, USB connection, or Bluetooth connection.

Sediment samples can be collected using a variety of methods and equipments, depending on the depth of the aqueous layer, the portion of the sediment profile required (surface vs. subsurface), the type of sample required (disturbed vs. undisturbed), contaminants present in samples, and sediment type.



Sediment is collected from beneath an aqueous layer either directly, using a handheld device such as a shovel, trowel, or auger; or indirectly, using a remotely activated device such as a Van Veen dredge. Following collection, sediment is transferred from the sampling device to a sample container of appropriate size and construction for the analyses requested. If composite sampling techniques are employed, multiple grabs are placed into a container constructed of inert material, homogenized, and transferred to sample containers appropriate for the analyses requested.

The homogenization procedure should not be used if sample analysis includes volatile organics; in this case, sediment, or multiple grabs of sediment, should be transferred directly from the sample collection device or homogenization container to the sample container.

Main fish sampling methods used in research activities for surface waters are: electric fishing, gillnets fishing and seine fishing.



Electric fishing could be performed with SAMUS 1000 W electro fisher device, during 10 minutes per site, 3 sites per lake. Gillnets fishing with multi meshes gillnet fishing with Nordic gillnets (30 m length x 1.8 m high each) and commercial gillnets. The Nordic gillnets are composed by 12 randomly joined panels, 2.5 m length each panel, with multiples meshes: 6, 6, 8, 10, 12, 16, 20, 24, 30, 35, 45, 55 mm.

For big lakes the sampling is made with seine (2 wings of 100 m length each and a cod end of 7 mm knot to knot mesh size).

The catch per unit effort (CPUE) was standardized to individual and/or biomass (grams) per 1-hour electric fishing and individuals and biomass per 100 m²-net-night-1 for gillnet fishing. For seine fishing in big lake abundance and biomass was standardized to a haul seine.

Electric fishing was carried out during the day time, in the border zone with shallow water, with rich vegetation, while fixed gillnet fishing took place during the night (12 hours), in the open deep water of lake, with relatively scarce floating and submerged vegetation.



Pentru toți factorii de mediu, activitățile de prelevare se efectuează, în general, în timpul programelor de monitorizare și de asemenea, în cadrul studiilor de cercetare. Scopul activităților de prelevare este de a se obține probe reprezentative pentru zonele eterogene, în scopul de a prezenta mediul înconjurător cât mai fidel posibil la data colectării.

În activitățile de prelevare sunt implicați 3 pași importanți: dezvoltarea planului de prelevare, incluzând unde și când probele vor fi colectate și numărul necesar de probe, colectarea probelor, conservarea probelor pe durata transportului și depozitării. Sunt 2 tipuri diferite de probe de apă care pot fi luate din corpurile de apă, probe instant care pot fi colectate de la o anumită locație, adâncime și timp, și probe complexe.

Sunt disponibile diverse tipuri de echipamente de prelevare. Volumul de apă colectat depinde de analizele de efectuat și se situează într-un interval de la 100 mL la 5 litri (volumul colectat ar trebui să fie suficient pentru a asigura o prelevare reprezentativă, pentru a permite cel puțin 3 analize replicate). Temperatura apei se măsoară și se înregistrează imediat după ce prelevarea a fost efectuată. Parametrii fizici (de exemplu pH, gazele dizolvate, materiile solide în suspensie) trebuie să fie determinate la fața locului sau cât mai curând posibil după aceea.

Recipientele pentru transportarea probelor sunt utilizate numai pentru probele de apă și niciodată pentru depozitarea substanțelor chimice sau a altor lichide.



Recipientele de sticlă sunt utilizate în mod obișnuit și sunt potrivite pentru probele utilizate la multe analize, dar pentru anumite analize chimice, pentru biota sau sedimente sunt preferate recipientele de plastic.

Un recipient / un container care este utilizat pentru transportul sau depozitarea unei probe trebuie să fie clătit de 3 ori cu proba de apă, înainte de a fi umplut. Această regulă nu se aplică totuși dacă recipientul de transport conține deja agenți de fixare chimici. Nici o clătire preliminară nu este efectuată înainte de colectarea probelor de suspensii sau microbiologice. Probele trebuie transferate în recipientul de depozitare / transport imediat după colectare. Un mic spațiu de aer trebuie lăsat în recipientul de depozitare / transport pentru a permite probei să fie amestecată înainte de analiză. Fiecare recipient de prelevare trebuie să fie prevăzut cu o etichetă de identificare.

Echipamentele ideale care pot fi utilizate pentru prelevarea apei, sunt echipamentul de prelevare Van Dorn și bathometrele. Echipamentul de prelevare Van Dorn poate fi utilizat pentru prelevarea probelor necesare analizei metalelor și a altor poluanți chimici.

Câteodată, când punctul de prelevare este situat pe malul râului sau lacului, proba este colectată direct în recipientul de transport prin utilizarea altui recipient (de exemplu o căldare) confecționat din același material, care nu este capabil să contamineze proba.

Pentru analiza elementelor de calitate fizico-chimice generale (termice ($t^{\circ}\text{C}$, pH), salinitate (conductivitate, reziduul fix filtrabil, cloruri, sulfați, calciu, magneziu, sodiu, potasiu)), probele apelor de suprafață sunt transportate în laborator în recipiente complet etanșe fără a se adauga nici un fel de agenți de fixare. Probele de apă trebuie să fie depozitate într-un loc rece și întunecat la $1-5^{\circ}\text{C}$, înainte de analiza în laborator.

Regimul oxigenului conține oxigenul dizolvat, consumul biochimic de oxigen la 5 zile, consumul chimic de oxigen (metoda cu bicromat de potasiu).

Metoda de determinare a oxigenului dizolvat este metoda de titrare (metoda Winkler). Aceasta metodă implică fixarea chimică a oxigenului în proba de apă într-un recipient etanș. Fixarea se efectuează la locul prelevării și analiza prin titrare este efectuată în laborator.

Probele luate pentru analiza prin titrare trebuie să fie prelevate cu mare grijă pentru a se asigura că nu au rămas bule de aer în recipientul care trebuie umplut până dă pe afară și apoi astupat. Trebuie adăugați reactivii necesari pentru fixarea oxigenului imediat după ce proba a fost luată și recipientii trebuie protejați de lumina soarelui până când este efectuată determinarea, care ar trebui să fie cât mai curând posibil. Poate fi măsurată concentrația oxigenului dizolvat la fața locului, utilizând un oximetru portabil.

Probele de apă colectate pentru măsurarea consumului biochimic de oxigen (CBO_5) trebuie să nu conțină agenți de fixare adăugați și trebuie să fie păstrate în recipiente de sticlă. În mod ideal, proba trebuie testată imediat, având în vedere că orice formă de păstrare la temperatura camerei poate cauza schimbări ale CBO_5 (creștere sau descreștere în funcție de caracterul probei) cu mai mult de 40 %. Păstrarea ar trebui efectuată la 5°C și numai când este absolut necesară.

Probele pentru analiza consumului chimic de oxigen ($CCO-Cr$) sunt colectate în recipiente care nu eliberează substanțe organice în apă, cum ar fi recipiente de sticlă. În mod ideal, probele trebuie analizate imediat, sau dacă sunt nepoluante, în termen de 24 ore, cu condiția ca să fie păstrate la temperatură scăzută. Dacă analiza nu poate fi efectuată imediat, probele trebuie conservate cu acid sulfuric.



Pentru perioade de păstrare mai mari, probele trebuie congelate. Probele nefiltrate care conțin substanțe solide care se pot depune, trebuie omogenizate înainte de subeșantionare.

Toate probele de apă pentru analiza nutrienților (amoniac, nitriți, nitrați, orto-fosfați) sunt conservate cu 1 mL cloroform la 500 mL apă, păstrate la 4°C și apoi analizate. Pentru analiza azotului organic (mg/L) probele sunt conservate pe teren cu 1 mL H₂SO₄ concentrat pentru 100 mL de probă, păstrate la 4°C și apoi analizate în laborator. Înainte de analiză, probele de apă pentru formele dizolvate (azotul anorganic și fosforul) sunt filtrate prin membrane cu diametrul porilor de 0,45 μm.

Probele pentru analiza metalelor sunt de obicei pre-tratate prin acidifiere înainte de a le transporta în laborator, pentru a suprima hidroliza, sorbția și alte procese care pot afecta concentrația.

Totuși, unele tehnici de conservare distrug echilibrul dintre diversele forme ale metalelor și pot fi utilizate numai pentru determinarea concentrațiilor totale.

Pentru determinarea metalelor în formă dizolvată, este recomandat ca probele să fie filtrate prin membrane filtrante cu diametrul porilor de 0,45 μm.

Proba filtrată trebuie acidifiată pentru conservare. Înlăturarea particulelor de materie în suspensie, prin filtrare, previne dizolvarea sau desorbția urmelor de metale.

Este necesar un înalt grad de curățenie în manipularea probelor în toate etapele de colectare și analiză (cum ar fi: utilizarea de acizi ultra-puri pentru spălarea ustensilelor de sticlă sau cele din PTFE (politetrafluoretenă), utilizarea nișelor chimice pentru manipularea probelor și laboratoare speciale cu sisteme de filtrare și purificare a aerului pentru a evita contaminarea și rezultatele incorecte.

Pentru analiza fitoplanctonului, probele trebuie colectate în recipiente de plastic de 1 litru și conservate în 5 mL soluție lugol. Punctele de prelevare ale probelor, ca și caracteristicile zonei, sunt notate în registrele de prelevare, cu informații detaliate asupra vremii, culorii apei și alți parametri care pot indica calitatea apei. Probele pot fi luate individual, la o adâncime stabilită, sau se pot preleva mai multe probe de la adâncimi diferite, în cazul unor ape adânci.

În cazul unei probe mixte, prelevate de la mai multe adâncimi, este necesar a se amesteca probele pentru a obține o probă reprezentativă a punctului de prelevare.

Pentru determinarea zooplanctonului, metodele de prelevare constau din filtrarea a 30 de litri de apă de la suprafața corpului de apă printr-un fileu specific (cu mărimea ochiului plasei de 55 μm) și fixarea imediat cu etanol absolut într-un recipient de plastic.



Trebuie recunoscut faptul că nicio metodă de prelevare nu va furniza suficiente informații pentru a reflecta comunitatea biologică efectivă care există în aria de prelevare.

În prezent există 3 standarde de prelevare pentru macronevertebratele bentonice în 2 tipuri de ape curgătoare, mai puțin adâncă și foarte adâncă. Două standarde internaționale au ca și subiect interpretarea și prezentarea datelor și unul privind conservarea și manipularea probelor. Prelevarea cantitativă cu draga Ekmann este utilă numai pentru prelevarea substratului mâlos, nisipos, depuneri detritus, în apele având curent redus. Este dificil de utilizat când fundul apei este pietros sau nisipos sau sunt prezente creșteri moderate de macrofite, deoarece mici pietricele sau grit sau tulpini de macrofite pot determina o închidere necorespunzătoare a fălcilor. Dispozitivul de apucare cântărește aproximativ 3,2 kg. Partea ca o cutie care ține proba are fălci acționate cu arcuri pe spate care trebuie operate manual.

În partea de sus a dispozitivului de apucare sunt 2 capace cu balamale care se suprapun și care sunt ținute parțial deschise pe durata scurgerii apei, trecând prin compartimentul de prelevare. Aceste capace sunt ținute închise de presiunea apei când dispozitivul de prelevare este retras. Când prelevarea este calitativă, organismele sunt căutate în cât mai multe habitate posibile.

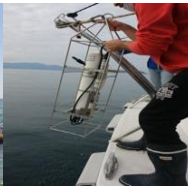
Fileele de prelevare faună acvatică sunt cele mai versatile dispozitive de colectare pentru apele puțin adânci și curgătoare și sunt de asemenea utile pentru colectarea de-a lungul coastelor și din lacuri. Când sunt combinate cu o tehnică standardizată de colectare cu ajutorul fileului de prelevare faună acvatică, aceste filee sunt corespunzătoare pentru prelevarea calitativă a macronevertebratelor.

Prelevare durează în general 3 minute. După ce se prelevează o probă reprezentativă, animalele, vegetația și substratul sunt conservate pentru prelevare, sortare și analiză (de exemplu, taxonomic, statistic).

Organismele din fiecare probă sunt depozitate în borcane sau flacoane separate și acoperite cu un conservant cum ar fi 70% alcool etilic, 40% alcool isopropilic sau formalină neutră. Alcoolul este mai puțin iritant de utilizat decât formalina, de aceea este recomandat să fie folosit.



Prelevarea microplasticelor, având în vedere că aceste particule sunt în cantități relativ mici în apele de suprafață, poate fi efectuată prin traularea plasei de prelevare sub luciul de apă, luând în considerare volumul de apă care trece prin dispozitivul de prelevare.



Este posibilă analizarea multor indicatori *in situ*, utilizând sonda EXO2, un echipament multiparametru, care colectează date privind calitatea apei. Sonda, având până la 6 senzori, colectează date, fiecare senzor măsurând parametrii săi printr-o varietate de metode de detectare electrochimice, optice sau fizice: temperatura apei ($^{\circ}\text{C}$), pH (unități pH), adâncimea apei (m), concentrația de cianobacterii ($\mu\text{g/L}$), clorofilă ($\mu\text{g/L}$), într-o secundă. Depinzând de setările definite de utilizator, sonda EXO2 colectează datele și le stochează, transferând datele spre o platformă de colectare a datelor, sau le transmite către calculatorul utilizatorului sau echipamentul EXO portabil prin cablu, conexiune USB sau conexiune prin Bluetooth.



Probele de sedimente pot fi colectate utilizând o varietate de metode și echipamente, depinzând de adâncimea stratului de apă, profilul sedimentului (de la suprafață vs. sub suprafață), de tipul de probă (deranjat vs. nederanjat), prezența contaminanților sau tipul sedimentului. Sedimentul este colectat fie direct, utilizând un dispozitiv manual, sau indirect utilizând un dispozitiv controlat de la distanță cum este draga Van Veen. După colectare, sedimentul este transferat de la echipamentul de prelevare la un container de depozitare corespunzător analizelor solicitate. Dacă sunt aplicate tehnici de prelevare compuse, mai multe probe sunt transferate în containerul construit dintr-un material inert, omogenizate și transferate în containere corespunzătoare analizelor solicitate.

Procedura de omogenizare ar trebui să nu fie utilizată dacă analiza probei include materii organice volatile; în acest caz sedimentul, sau mai multe probe de sediment, trebuie transferate direct din dispozitivul de colectare a probelor sau containerul de omogenizare în containerul de prelevare.

Principalele metode de prelevare a peștelui utilizate în activitățile de cercetare a apelor de suprafață sunt: pescuitul electric, pescuitul cu setcă și pescuitul cu năvod.



Pescuitul electric poate fi efectuat utilizând echipamentul SAMUS 1000 W pe durata a 10 minute la fiecare locație, 3 locații pentru fiecare lac. Pescuitul cu setcă se realizează cu multiple plase de pescuit, setca cu panouri (30 m lungime și 1,8 m înălțime fiecare) și setci comerciale. Setcile nordice sunt compuse din 12 panouri îmbinate aleator, fiecare panou cu lungime de 2,5 m, cu multiple mărimi ale ochiurilor plasei: 6, 8, 10, 12, 16, 20, 24, 30, 35, 45, 55 mm.

Pentru lacurile mari se utilizează năvoade (două aripi de câte 100 m lungime fiecare și o mărime a ochiului de 7 mm măsurat între noduri). Efortul de pescuit per unitate (CPUE) a fost standardizat în mod individual și/sau biomasa (grame).

Se utilizează pescuitul electric (o oră) și plase de tip setcă, amplasate pe timp de noapte. Pentru pescuitul la năvod în lacuri mari, abundența și biomasa sunt standardizate la o ridicare a năvodului. Pescuitul electric se efectuează pe durata zilei, în zonele de graniță cu apă de mică adâncime, cu vegetație bogată, în timp ce pescuitul cu setci fixe se efectuează pe timpul nopții (12 ore), în lacuri cu apă adâncă, cu o vegetație redusă, plutitoare și submersă.



PARTNERS



Leader Partner 1 (LP1) - UDJG

"Dunarea de Jos" University of Galati

47 Domneasca St., 800008, Galati, Romania

Tel.: (+40) 336 130109; fax: (+40) 236 461353

E-mail: rectorat@ugal.ro

Website: www.ugal.ro

Project Manager: Antoaneta ENE, prof. dr. habil. eng. phys.



Partner 2 (PP2) - IZ

Institute of Zoology

1 Academiei St., MD2028, Chisinau, Republic of Moldova

Tel./fax: (+373) 22 739809

E-mail: izoolasm@yahoo.com

Website: www.zoology.asm.md

Project Coordinator: Elena ZUBCOV, mem.cor., prof. dr. hab.



Partner 3 (PP3) - IHU

International Hellenic University

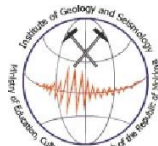
Ag. Loukas St., GR-65404, Kavala, Greece

Tel. /fax: (+30) 2510462148

Email: tspanos@chem.ihu.gr

Website: https://www.ihu.gr

Project Coordinator: Thomas SPANOS, prof. dr.



Partner 4 (PP4) - IGS

Institute of Geology and Seismology

60/3 Gheorghe Asachi St., MD2028, Chisinau, Republic of Moldova

Tel.: (+373) 22 739027; fax: (+373) 22 739663

E-mail: cancelarie.igs@asm.md, cancelarie.igs.asm@gmail.com

Website: igs.asm.md

Project Coordinator: Oleg BOGDEVICH, dr., conf.



Partner 5 (PP5) - DDNI

Danube Delta National Institute for Research and Development

165 Babadag St., 820112, Tulcea, Romania

Tel. /fax: (+40) 240 531 520/(+40) 240 533 547

E-mail: office@ddni.ro

Website: www.ddni.ro

Project Coordinator: Liliana TEODOROF, dr.

Facebook address: fb.me/Monitox.project.BSB27

Project website: www.monitox.ugal.ro



The editor of the material: Danube Delta National Institute for Research and Development Tulcea

Address: Babadag 165 St., 820112 Tulcea, Romania

Phone: +40240524550

E-mail: office@ddni.ro

Website: www.ddni.ro

Joint Operational Programme Black Sea Basin 2014-2020
Danube Delta National Institute for Research and Development Tulcea
August 2021

Joint Operational Programme Black Sea Basin 2014-2020 is co-financed by the European Union through the European Neighbourhood Instrument and by the participating countries: Armenia, Bulgaria, Georgia, Greece, Republic of Moldova, Romania, Turkey and Ukraine.

This publication was produced with the financial assistance of the European Union. Its contents are the sole responsibility of *Danube Delta National Institute for Research and Development Tulcea* and do not necessarily reflect the views of the European Union.