

MACUN MONITORING MANUAL

Methoden

Zusammengestellt von Janine Rüegg

mit Unterstützung von
Chris Robinson (Makroinvertebraten, Biofilm)
Beat Oertli, Hélène Hinden (Weiher)
Piet Spaak, Justyna Wolinska, Lukas Engeler (Plankton)
Sebastian Matthaei (Moose)
Martin Gude (Blockgletscher)
Martin Schütz (Vegetation)
Andreas Becker u. a. (Fische)
Ferdinand Schanz (Monitoring)

Thomas Scheurer (SANW)
Flurin Filli (Nationalpark)

Lukas Indermaur, Alexandra Breitenstein

Inhaltsverzeichnis

Methoden.....	1
Inhaltsverzeichnis.....	2
1. Das „Macun Langzeit-Monitoring-Programm“	3
2. Karte der Probenahmestellen	4
3. Räumliches Design: Was ist an welcher Probenahmestelle zu messen?	5
4. Zeitliches Design: Wann wird beprobt?.....	6
5. Physikalisch – chemische Parameter.....	7
5.1. Physikalisch.....	7
5.2. Chemisch.....	8
6. Aufwuchsalgen/Biofilm	9
7. Phyto- und Zooplankton.....	11
8. Makrozoobenthos in Flüssen.....	13
9. Methoden für Weiher/Kleinseen	15
9.1. Bryophyta.....	15
9.2. Flora	15
9.3. Macrofauna.....	16
9.4. Amphibia.....	16
9.5. Physikalisch – chemische Parameter	16
9.6. Morphologie	17
10. Bryophyta (Moose)	20
11. Weitere Themenbereiche des Langzeitmonitorings.....	21
11.1 GW Grundwasser (unterirdisch abfließendes Wasser).....	21
11.2. F Fischerei: Abfischungsstellen und –Zeitpunkte, Parameter, Methoden.....	21
11.3. B Blockgletscher.....	21
11.4. V Vegetation	22
11.5. P Pictures – Fotodokumentation.....	22
12. Datenablage, Verwaltung von Daten	23
12.1. Datenablage.....	23
12.2. Verwaltung.....	23
13. Literatur.....	24
Appendix A: Feld-Ausrüstung	25
Appendix B: Artenlisten.....	26
Appendix C: Aufnahmeblätter	44

1. Das „Macun Langzeit-Monitoring-Programm“

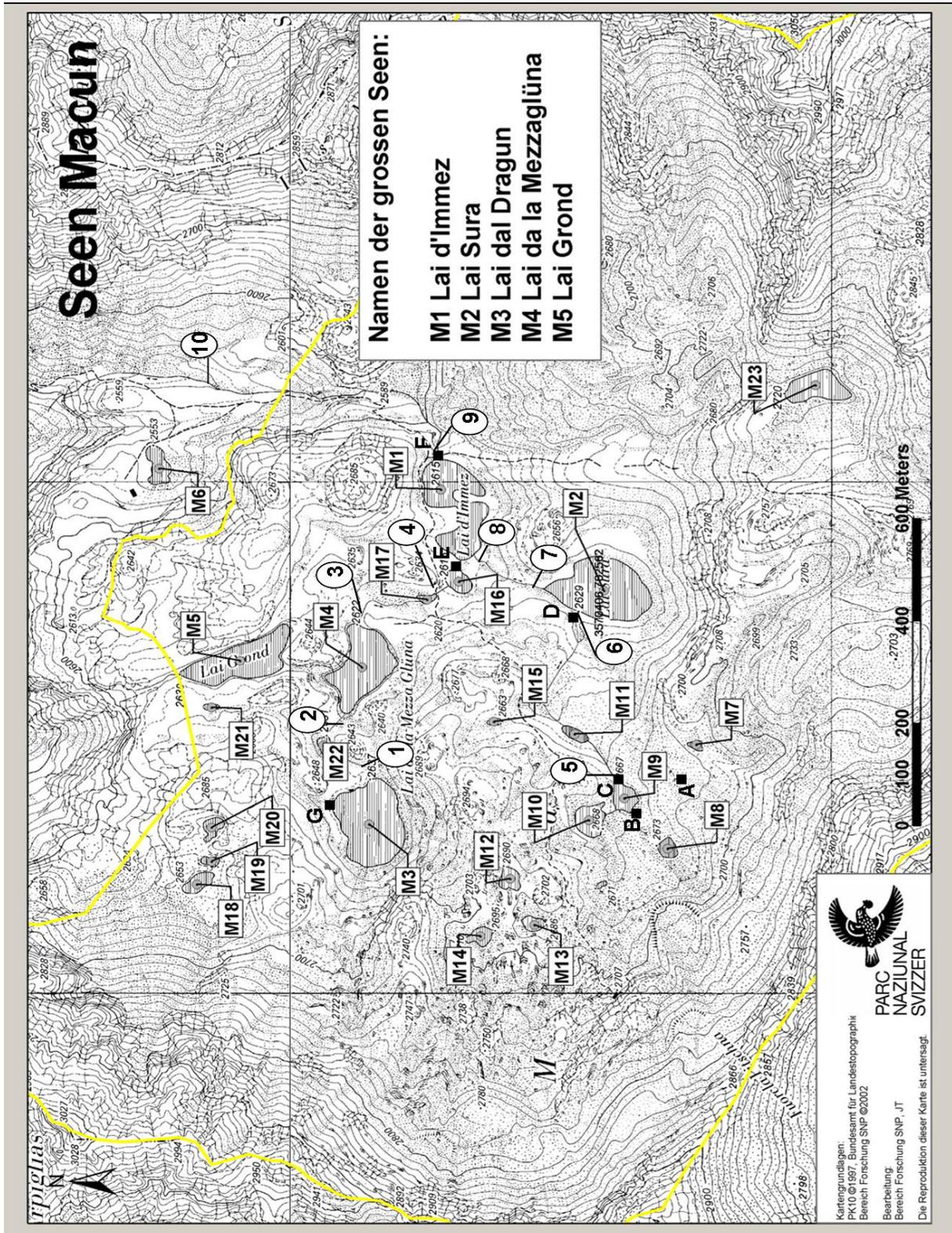
Hochalpine Ökosysteme spielen eine grosse Rolle bei der Untersuchung globaler Umweltveränderungen. Stehende und fliessende Gewässer eignen sich dabei besonders gut, weil sie empfindlich auf Klimaänderungen reagieren. Die Reaktionszeit von Fliessgewässern auf Veränderungen wird beschleunigt durch hohe Durchflussraten („Flushing“), flachgründige Böden, sowie kleinflächige Einzugsgebiete. Im Gebiet der Macun Seen führt das Grundgestein Gneiss zu sehr geringer Pufferkapazität und geringen Mengen an Huminstoffen. Schwach gepufferte Systeme sind anfällig auf saure Nährstoffeinträge. Hochalpine Ökosysteme können deshalb als eine Art „Frühwarnsystem“ zur Indikation von Umweltveränderungen benutzt werden. Schadstoffe können via Nass- oder Trockendeposition ins System eingetragen werden. Nassdeposition geschieht, wenn der Regen oder Schnee die Schadstoffe aus der Luft aufnimmt und dieser dann auf den Boden oder das Wasser fällt. Trockendeposition umfasst die an Partikeln hängengebliebenen Ablagerungen, welche auf Pflanzen u.ä. abgelagert werden. Die Schadstoffe können sowohl aus lokalen Quellen stammen (z.B. Verkehr, Heizungen) oder auch über grosse Distanzen importiert werden (z.B. Saharastaub).

Untersuchungen zur Veränderung der Diversität in Abhängigkeit von Schadstoffkonzentrationen sind wichtig, damit „Schlüsselschadstoffe“ sowie deren tolerierbare Konzentrationen identifiziert werden. Damit werden Langzeitprognosen für die Entwicklung aquatischer Lebensräume möglich. Mittellandflüsse sind sehr viel besser erforscht als alpine Gewässer. Deshalb sind Langzeitstudien unerlässlich, um die Reaktionen alpiner aquatischer Systeme beurteilen zu können.

Der Schweizerische Nationalpark hat aufgrund dieser Wissenslücke beschlossen auf der Seenplatte Macun ein Langzeit-Monitoring zu starten. Die Region eignet sich hervorragend dafür, da der menschliche Einfluss sehr gering ist. Es befinden sich 2 Militärhütten (Macun Nord und Süd) in diesem Gebiet, die periodisch von Soldaten benutzt wurden. Vor mehr als 15 Jahren wurde die Gegend als Weidegebiet genutzt. Einzig Wanderer, Jäger und Fischer bewegten sich noch im Gebiet. Im heutigen Nationalparkgebiet fallen diese Einflüsse praktisch weg.

Dieses Manual soll die Grundlage für eine koordinierte Datenerhebung, Probennahme, Analyse und Datenablage (Sammlungen, Datenbanken) liefern, damit die Daten als fortlaufende Reihe verwendet werden können.

2. Karte der Probenahmestellen



3. Räumliches Design: Was ist an welcher Probenahmestelle zu messen?

Bezeichnung	Gewässerart/-name/Koordinaten	Parameter
1	Abfluss Lai Dragon	<ul style="list-style-type: none"> • Physikalisch-chemische Parameter (S. 6ff) • Aufwuchsalgen/Biofilm (S. 9) • Makrozoobenthos in Flüssen (S. 13)
2	Zufluss Lai da la Mezza Glüna	
3	Abfluss Lai da la Mezza Glüna	
4	Zufluss Lai d'Immez Seite Mezza Glüna	
5	Oberhalb Sura	
6	Zufluss Lai Sura	
7	Abfluss Lai Sura	
8	Zufluss Lai d'Immez Seite Sura	
9	Abfluss Lai d'Immez	
10	Zeznina	
M / X	Seen / Kleinseen / Weiher	<ul style="list-style-type: none"> • Physikalisch-chemische Parameter (S. 6ff) • Phyto- und Zooplankton (S. 11ff) • Flora und Fauna in Weihern/Kleinseen (S. 15ff)
■ B Bryologie	Probenahmestellen für Moose	<ul style="list-style-type: none"> • Moose (S. 15)
A	E 805420 N 178291	
B	E 805350 N 178353	
C	E 805416 N 178405	
D	E 805565 N 178545	
E	E 805836 N 178686	
F	E 806050 N 178730	
G	E 805366 N 178937	
<p>Noch nicht vollständig geklärte Untersuchungsparameter: Siehe Kapitel 11: „Weitere Themenbereiche des Langzeitmonitorings“ (S. 20).</p> <p>GW Grundwasser (unterirdisch abfließendes Wasser) F Abfischungsstellen und –Zeitpunkte, Parameter, Methoden B Blockgletscher V Vegetation P Pictures – Fotodokumentation</p>		

4. Zeitliches Design: Wann wird beprobt?

Die Probenahme erfolgt jährlich. Abweichungen vom Zeitplan sind speziell erwähnt.

Messungen und Probenahmen werden zwischen Mitte Juli bis Mitte August durchgeführt. Der genaue Zeitpunkt soll so angepasst sein, dass die Proben bei einem frühen Sommerbeginn früher genommen werden bzw. bei einem späten Sommerbeginn später. Diesem Umstand ist grosses Gewicht beizumessen, da sich die quantitative Artenzusammensetzung im Jahresverlauf schnell verändert. Veränderungen der Artenzusammensetzungen lassen auf Veränderung der Umwelt schliessen. Vergleiche der Artenzusammensetzung über die Jahre werden durch die Unterschiede von Sommerbeginn- und Ende etwas erschwert. Deshalb muss immer zur „gleichen“ Zeit beprobt werden. Faustregel: die Proben sind 5 Wochen nachdem der Schnee geschmolzen ist (und somit die Wege frei sind) zu nehmen. Dies gewährleistet Artengemeinschaften am Startpunkt ihrer Entwicklung zu erfassen. Zudem führen zu diesem Zeitpunkt noch alle Gewässer Wasser, was später im Jahr nicht mehr garantiert ist.

5. Physikalisch – chemische Parameter

5.1. Physikalisch

Temperatur

Es sollten 6 Data Logger (Appendix A) installiert werden. Diese messen (loggen) die Temperatur in kleinen Intervallen im Jahresverlauf. Beim Programmieren des Data Loggers kann man das Intervall festlegen, meistens wird eine Stunde gewählt. Man kann dann auch sehen wie viel Speicher der Data Logger zur Verfügung hat. 1–2mal pro Jahr müssen die Daten heruntergeladen werden, je nach Speicherplatz des Loggers. Der Zeitpunkt für das Herunterladen ist nicht fix und muss auch nicht immer zum gleichen Zeitpunkt erfolgen. Das Herauslesen der Daten empfiehlt sich kurz nach der Schneeschmelze und kurz vor dem ersten Schneefall. Die Data Logger sind batteriebetrieben. Die Data Logger sind sehr klein, so dass sie von Parkbesuchern sicher nicht zu sehen sind. Die Kehrseite ist, dass sie auch von den Forschern nicht einfach wieder gefunden werden. Die Data Logger werden in eine Schutzhülle gesteckt, welche an einer Schnur befestigt und/oder unter einem Stein festgeklemmt wird.

Trübung

Ein tragbarer Trübungsmeter (z.B. Cosmos, Züllig AG, Rheineck, Schweiz) wird zur Messung verwendet. Die Messsonde soll den Boden nicht berühren, weil sonst die Messmembran beschädigt wird. Die gemessenen Werte sollen in NTUs, die Abkürzung für die Messeinheit Nephelometric Turbidity Unit, festgehalten werden.

Leitfähigkeit

Die Leitfähigkeit wird mit einem tragbaren Gerät (z.B. LF 323, WTW, Weinheim, Deutschland) gemessen. Die Referenztemperatur muss auf 20°C eingestellt sein, die Zellenkonstante auf 0.475 /cm. Die Werte werden in $\mu\text{S}/\text{cm}$ festgehalten. Auch wird die Temperatur festgehalten. Sie kann als Kontrolle für die Data Logger dienen.

Abfluss/Durchfluss

Abfluss/Durchfluss wird nur beim Ausfluss der Zeznina aus Lai d'Immez gemessen. Eine NaCl – Lösung (1 kg NaCl pro 5 L Wasser) wird dem Fluss zugefügt. Mit dem Leitfähigkeitsmessgerät wird in einem bestimmten Abstand unterhalb der Einleitungsstelle die Konzentration der vorbeiströmenden NaCl-Wolke kontinuierlich gemessen. Aus der Leitfähigkeits-Zeit-Kurve lässt sich über Integration und Umrechnung der Abfluss bestimmen. So entsteht eine Konzentrations-Zeit-Kurve. Das Messen erfolgt an einer Stelle flussabwärts, von der angenommen werden kann, dass die Mischung quer über das Flussbett abgeschlossen ist. Es muss gewährleistet sein, dass an der Messstelle die Salzlösung vollständig mit dem Flusswasser durchmischt ist (mind. 30 m). Dort werden Zeit und Leitfähigkeit in Intervallen (zwischen 0.5 und 2 Minuten) gemessen und notiert. Es gibt auch so genannte Discharge Meter, die aus der Konzentration gleich den Abfluss berechnen (Gordon et al. 1992; Shaw 1988).

pH

Der pH wird mit einem pH-Meter (z.B. pH 330, WTW, Weinheim, Deutschland) gemessen. Das Gerät muss vor der Benutzung, am besten vor Aufbruch ins Untersuchungsgebiet, geeicht werden. Da die Seenplatte von Macun relativ niedrige pH-Werte aufweist, werden die Eichlösungen für pH 7 und pH 4 (siehe Geräteanleitung) zur Eichung verwendet. Zwischen den Messungen wird die Sonde in der flüssigkeitsenthaltenden Schutzkappe gelagert.

5.2. Chemisch

Zur Analyse der Wasserinhaltsstoffe wird eine Wasserprobe genommen und durch das Limnologielabor ausgewertet. Pro Probenahmestelle wird ein Liter Wasser entnommen. Das Wasser wird an Ort und Stelle gefiltert. Je 250 ml werden über einen pre-ashed Fiberglasfilter (0.2 μm ; Whatman GF/F, d = 47 mm) gefiltert. Die Filter werden mit einer Pinzette gehandhabt, um Verunreinigung durch die Finger zu vermeiden. Der erste Filter wird nicht verwendet und entsorgt. Die zwei nächsten Filter werden verwendet um partikulären organischen Kohlenstoff (POC) und partikulären Stickstoff sowie Phosphat (PP/PN) zu bestimmen. Die Filter werden in beschriftete Filterdöschen gelegt (POC bzw. PP/PN) und diese mit Datum und Probestelle beschriftet. Von dem gefilterten Wasser werden 500 ml in eine Glasflasche gefüllt und mit Angaben zu Datum und Probenahmestelle beschriftet. Im Labor werden die Proben auf folgende Inhaltsstoffe untersucht: Nitrit ($\text{NO}_2 - \text{N}$) und Nitrat ($\text{NO}_3 - \text{N}$), gelösten Stickstoff (DN) und gelöstes Phosphat (DP), und totaler Phosphatgehalt ($\text{PO}_4 - \text{P}$). Oben genannte Parameter werden einmal pro Jahr untersucht (siehe Kapitel 4).

Alle 5 Jahre wird das Wasser auch noch auf folgende Inhaltsstoffe untersucht: Sulfat (SO_4^{2-}), Chlorid (Cl^-), Silikat (SiO_2), Kalzium (Ca^{2+}), Magnesium (Mg^{2+}), Natrium (Na^+) und Kalium (K^+). Die Schwermetallgehalte werden alle 5 – 7 Jahre bestimmt. Das hierzu verwendete Wasser (15 ml) wird in ein Röhrchen gefüllt, das zuvor mit Säure gereinigt wurde. Um die Adsorption der Schwermetalle an das Röhrchen zu verhindern wird das Wasser mit HNO_3 angesäuert.

Die zur Analyse der Wasserproben verwendeten Methoden sind standardisiert und in jedem Labor gleich. Eine Aufstellung der zu untersuchenden Inhaltstoffe ist unter Datenblätter zu finden. Für die Datenerhebung kann das Erfassungsprotokoll aus Appendix C verwendet werden.

6. Aufwuchsalgen/Biofilm

Biofilm/Aufwuchsalgen repräsentieren einen wichtigen Teil der primären Energiezufuhr für Herbivore und deshalb für alle weiteren Glieder der Nahrungskette. Um das Nahrungsangebot zu messen, ist es nicht nötig die einzelnen Arten des Aufwuchses zu unterscheiden. Es reicht die Bestimmung des Kohlenstoffgehalts. Die Nahrungsgrundlage der Herbivoren nennt man „standing crop“ und sie wird jährlich bestimmt. Alle 5 Jahre wird die Diatomeen-Zusammensetzung bestimmt, um die Entwicklung verfolgen zu können. Die Diatomeen (=Kieselalgen) reagieren empfindlich auf Veränderungen der Wasserqualität.

Methode: Aus dem zu untersuchenden Gebiet werden zufällig 5 Steine ausgewählt.

Jeder Stein wird vermessen: die grösste Länge (dA), senkrecht dazu die Breite (dB) und wieder senkrecht die Höhe (dC) werden in cm notiert.

Dann wird jeder Stein in einen Plastikbehälter gelegt und mit einer Stahlbürste abgeschrubbt. Das dazu verwendete Wasservolumen muss gemessen und notiert werden ($Vol_{\text{Suspendiert}}$ in ml). Das Volumen muss nicht immer gleich sein, aber es muss zusammen mit den Längen (dA, dB, dC) des betreffenden Steines notiert werden. Es kann z.B. eine genau bemessene Menge Wasser eingeschüttet werden, oder nach dem Schrubben das verwendete Wasser gemessen werden.

Das erhaltene Gemisch aus Wasser und Algen wird gefiltert. Dazu werden 20 - 30 ml mit einer Handvakuumpumpe über einen Fiberglasfilter gefiltert. Das gefilterte Volumen des Gemischs muss notiert werden ($Vol_{\text{filtriert}}$ in ml). Es wird so gewählt, dass genügend Material auf dem Filterpapier ist: der Filter sollte nachher eine dunkle Färbung aufweisen. Das Filterpapier wird in einem beschrifteten Filterdöschen gelagert.

Dieses Vorgehen wird mit den anderen 4 Steinen wiederholt.

Die Steine werden nach dem Schrubben in den Fluss zurückgelegt.

Falls die Filter nicht sofort weiter bearbeitet werden, sollten sie eingefroren werden, damit die Biomasse nicht von Mikroorganismen (Bakterien, Pilze) reduziert wird.

Alle 5 Jahre wird zusätzlich etwas Wasser von jedem geschrubbten Stein in ein kleines Fläschchen gefüllt, um eine genaue Artenbestimmung durchzuführen. Jedes Fläschchen wird mit der Probenahmestelle, dem Datum und dem Vermerk „Algen“ beschriftet. Die Fläschchen werden im Labor mit Formaldehyd (30%) fixiert, um Frass durch Mikroorganismen zu verhindern. Für ein Fläschchen von 10 ml sind 5-6 Tropfen nötig, es muss eine 2%-ige Lösung zur Konservierung der Proben entstehen.

Analyse: Zur Bestimmung des Algengewichts werden die Proben verbrannt. Diese Methode wird „Ash free dry mass“ (AFDM) genannt.

Die Filter werden in Keramikschaalen gelegt und in einem Trockenschrank für mindestens 48 h bei 60 °C getrocknet. Danach werden die Proben gewogen (Toleranz ± 0.1 mg). Anschliessend werden die Proben in einem Muffelofen bei 540 °C während 4 h verbrannt. Nachdem sich die Proben abgekühlt haben, wird wiederum das Gewicht gewogen.

Berechnung der Biomasse pro „Fluss“: Die Differenz des Gewichts vor und nach dem Brennen ist die AFDM pro Filter. Der gebräuchliche Wert ist jedoch die Biomasse pro Fläche. Die Rechnung ist wie folgt:

$$\frac{AFDM_{\text{Filter}}}{Vol_{\text{filtriert}}} \cdot Vol_{\text{filtriert}} = \text{AFDM pro Stein}$$

$$\frac{AFDM_{Stein}}{\left(dA \cdot dB \cdot \frac{\pi}{4}\right)} \cdot 10 = AFDM [g / m^2]$$

Zum Schluss wird noch der Mittelwert mit Standardabweichung der 5 Steine berechnet.

Die Bestimmung der Algenarten sollte einem Spezialisten übertragen werden.

Analysen (bis zum heutigen Datum) haben gezeigt, dass es keine grossen Unterschiede in den Artenzusammensetzungen und den Algenmassen im Jahresverlauf gibt. Aus diesem Grund werden diese Proben zeitlich mit den anderen korreliert.

Des Weiteren konnte eine Gruppierung in 5 Gruppen festgestellt werden: Nördliches Bassin, Südliches Bassin, Ausfluss Lai da la Mezza Glüna, Zu-/Abfluss des Lai Sura und Abfluss Lai d'Immez/Zeznina. Aus diesem Grund werden nur 5 Stellen beprobt: Stellen mit den Nummern 1, 3, 5, 7 und 9.

Am einfachsten werden die Daten wie folgt festgehalten:

Abfluss des Lai D'Immez (9)

	2003	2004	2005	...
Art 1	+	-	+	...
Art 2	+	-	-	...
Art 3	-	+	-	...
Art 4	-	+	+	...
...
TOTAL ARTEN	46	51	17	...

Tabelle 1: Erfassungsmethode der Algenarten; + = Art vorhanden, - = Art nicht vorhanden

Diese Erfassung ist nur qualitativ, es können keine Aussagen zur Häufigkeit gemacht werden.

Für jede Probenahmestelle wird eine solche Liste geführt. Am einfachsten ist es, immer die gleiche Artenliste zu verwenden (z.B. wie in Appendix B).

7. Phyto- und Zooplankton

Phyto- und Zooplankton werden in den Seen gemessen. Sie bilden die Grundlage der Nahrungsnetze in den Seen und auch in ihren Ausflüssen. Ausserdem stehen sie in direktem Kontakt mit dem Wasser und zeigen wegen ihrer kurzen Generationszeit sehr schnelle Reaktionen (Massenvermehrung, Zystenbildung etc.) auf wechselnde Verhältnisse im Lebensraum.

Methode: Es gibt 2 Arten Plankton zu messen. 1) mit einem Boot vom Gewässer aus; 2) von Land aus für Seen welche zu flach sind um die Verwendung eines Bootes zuzulassen. In grossen Seen ist die Methode mit Boot vorzuziehen, da man so auch aus den tieferen Schichten Planktonproben erhält. Ausserdem kann man so quantitative Angaben machen. Phytoplanktonnetze haben eine Netzgrösse von 10 μm , jene für das Zooplankton eine von 90 μm . Wichtig ist immer den Durchmesser des Metallrings zu notieren, damit die beprobte Menge Wasser berechnet werden kann. Aus dieser Menge lässt sich nachher die Planktondichte berechnen.

A) Mit Boot: Als erstes rudert man zur Stelle der grössten Seetiefe (Koordinaten fest halten (GPS), immer gleiche Stellen beproben) und misst dort mit einem Handecholot (Beckel, NR) die Tiefe, da die Seen nicht immer den gleichen Wasserstand haben. Dann lässt man das Netz je einmal das Phyto-, dann das Zooplanktonnetz, ins Wasser gleiten und bis 1.5 m über der gemessenen Tiefe sinken. Diese Sicherheitsmassnahme verhindert, dass das Sediment aufgewirbelt wird. Bevor das Netz hoch gezogen wird, wird die Tiefe notiert, welche am Seil des Netzes abgelesen werden kann. Sie sollte die totale Tiefe minus 1.5 m sein. Dann wird das Netz mit gleichmässigem Tempo hochgezogen. Der Inhalt des Netzes wird fixiert (siehe weiter unten).

An der gleichen Stelle wird in 1 m Schritten die Temperatur gemessen. Ein einfaches Gerät genügt (z.B. Leitfähigkeitsmessgerät), aber das Kabel der Sonde muss genügend lang sein.

B) Ohne Boot: Steht kein Boot zur Verfügung, oder ist das Wasser zu seicht, verwendet man ein Netz mit einem langen Stiel. Am unteren Ende des Netzes ist eine Plastikflasche befestigt, in der sich das Plankton ansammelt. Das Netz wird durchs Wasser gezogen und das Plankton in der Flasche angereichert. Es werden verschiedene Stellen um den See beprobt, damit man möglichst alle Arten fängt. Eine quantitative Aussage ist mit dieser Methode nicht möglich. Falls ein See ein Steilufer hat, kann man das Planktonnetz herunterlassen und die Beprobung wie vom Boot aus durchführen. Mit dieser Variante ist eine quantitative Aussage möglich. Wichtig ist auch hier, dass die Temperatur aufgenommen wird.

Von den physikalischen Parametern werden nur der pH und die Leitfähigkeit gemessen. Ebenfalls wird je ein halber Liter Wasser pro Probenahmestelle entnommen. Dieses Wasser wird im Labor auf chemische Parameter untersucht (vgl. Kapitel 5: Physikalisch – chemische Messungen, S. 7ff).

Das Fixieren der Planktonarten erfolgt im Labor nach unterschiedlichen Mechanismen für Zoo- und Phytoplankton. Die Zooplanktonprobe wird zuerst gefiltert, um den grössten Teil des Wassers zu entfernen. Dann wird die Probe in 95 % -iger Ethanol Lösung gelagert. Die Phytoplanktonprobe muss nicht gefiltert werden. Die Konservierung der Probe erfolgt mit Zugabe einiger Tropfen Lugol.

Analyse: Die Arten werden mittels Inversionsmikroskop bestimmt und die Anzahl Individuen jeder Arten notiert. Zusammen mit der Tiefe und dem Netzdurchmesser kann die Planktondichte in der Wasserkolonne bestimmt werden.

$$2 \cdot \pi \cdot \left(\frac{\text{Durchmesser}}{2} \right)^2 \cdot \text{Tiefe} = \text{gefilterte Menge Wasser}$$

Anzahl Individuen / gefilterte Menge Wasser = Plankton Dichte

8. Makrozoobenthos in Flüssen

Die Makroinvertebraten in Flüssen werden mit einem „Disturbance sample“ aufgenommen. Viele Benthosbewohner haben Vorrichtungen um sich am Flussbett zu befestigen, so dass sie nicht von der Strömung mitgerissen werden. Man imitiert nun eine aussergewöhnliche Störung, damit die Makroinvertebraten sich nicht mehr halten können oder aus Sicherheitsgründen freiwillig loslassen.

Methode: Man verwendet einen Kescher mit 250 µm Netzgrösse (Durchmesser immer gleich) und stört das Sohlensubstrat davor. Man kickt während 5 Minuten in das Flusssediment vor dem Netz (mit dem Fuss, den Händen oder einem Eisenstab) und wirbelt damit Sediment und Makroinvertebraten auf. Driftende Tiere werden vom Netz aufgefangen. Steine, die vor dem Netz liegen, werden nachgewaschen (mit den Händen abgerieben), damit sich sicher alles löst. Während der Probenahme bewegt man sich flussaufwärts. Die Tiere werden nicht nur an einer Probenahmestelle erfasst. Das Netz wird anschliessend gewaschen, damit der ganze Inhalt sich im unteren Teil des Netzes befindet und nichts verloren geht. Der Inhalt des Netzes wird in ein Gefäss übertragen. Durch wiederholtes Nachspülen des Netzes kann verhindert werden, dass Individuen verloren gehen. Das Sammelgefäss wird mit 70% Ethanol aufgefüllt. Jedes Gefäss wird mit Datum und Ort der Probe beschriftet.

Auswertung: Die gesammelten Invertebraten werden dann in grössere taxonomische Gruppen sortiert (z.B. Chironomidae, Simuliidae, EPT (= Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera), Turbellaria). Das Aussortieren erfolgt unter einer Lupe. Die Insektenlarven und anderen Tiere werden mit Pinzetten herausgepickt, gezählt und in Eppendorfferröhrchen wieder in Alkohol eingelegt. Bei jeder Probe wird für den übrigbleibenden Teil, z.B. Sediment, Steinchen und/oder Moos, das AFDM bestimmt (siehe Kapitel 6: Biofilm). Dann werden die Invertebraten weiter bestimmt. Die Bestimmung auf Artniveau gestaltet sich oft schwierig. Für Bioassessment genügt meist die Bestimmung auf Gattungsniveau. Die Artenliste in Appendix B kann helfen, gewisse Arten auszuschliessen. Anderenfalls sollte man sich an einen Spezialisten wenden.

Am einfachsten werden die Daten wie folgt festgehalten:

Zeznina (10)

	2003	2004	2005	...
Art 1	57	52	62	...
Art 2	4	7	6	...
Art 3	12	18	24	...
Art 4	109	151	143	...
...
TOTAL	1231	1115	1307	...

Tabelle 2: Erfassungsmethode der Macroinvertebraten; 57, 52, ... = Anzahl Individuen dieser Art

Das Disturbance sample ist eine semiquantitative Methode. Man kann die verschiedenen Probenahmestellen bezüglich Individuenzahlen miteinander vergleichen.

Für jede Probenahmestelle wird eine solche Liste geführt. Am einfachsten ist es immer die gleiche Artenliste zu verwenden (z.B. wie in Appendix B).

Es ist nötig, sich eine Referenzkollektion aufzubauen. Eine Referenzkollektion beinhaltet Organismen aller Arten des Gebietes oder Gewässers, welche sicher bestimmt wurden. Man kann im folgenden Jahr die neuen Insekten mit denen vom Vorjahr vergleichen. Die Tiere können damit schneller und einfacher bestimmt werden. Nachfolgende Generationen können sehen, welche Art man mit welchem Namen bezeichnete. Namen ändern sich und schwierige Arten können mit einer naheverwandten Art verwechselt werden.

9. Methoden für Weiher/Kleinseen

Übers Ganze gesehen können einem Gewässer drei wichtige Faktoren zugeordnet werden. Die Gesamtartenzahl steht stellvertretend für den Artenreichtum des Gewässers. Die Diversitätszahl drückt aus, wie verschieden Artengemeinschaften sind. Die Angabe zur Ausgeglichenheit des Artenspektrums, die Dominanz oder Ausgeglichenheit (Eveness) einer Artzusammensetzung ist der dritte Faktor. Diese drei Zahlen sind Schlüsselangaben zur Qualifizierung des Weihers bzw. Kleinsees bezüglich seiner biologischen Vielfalt und dem Habitatpotential für die Tierwelt. Für ihre Berechnung sind untenstehende Aufnahmen notwendig.

9.1. Bryophyta

Der ganze Gewässergrund und die Ufer werden nach Bryophyta abgesucht (wenn nötig mit einem Tauchgang), um eine möglichst vollständige Liste der Arten erstellen zu können. Da diese Gruppe sehr schwer zu bestimmen ist, sollte ein Spezialist hinzugezogen werden (vgl. Kapitel 10: Bryophyta).

9.2. Flora

Die Untersuchungen zur Flora werden in M 6 durchgeführt, da bis heute (2003) nur in diesem Tümpel Wasserpflanzen gefunden wurden. Jedes Jahr sollte aber geprüft werden, ob es neu auch andere Kleinseen mit Wasserpflanzen gibt.

Die Vegetationsaufnahmen erfolgen nach der standardisierten Methode « PLOCH » (Abbildung 1), die im Schlussbericht Oertli et al. (2000) vorgestellt ist. Die Vegetationsaufnahmen erfolgen in Quadraten von 0.5 m Seitenlänge. Quadrate sind im Abstand von 5 m entlang von Transekten angeordnet. Die Transekte liegen 10 m voneinander entfernten. Zudem wird der ganze Gewässergrund und die Ufer nach weiteren Pflanzenarten abgesucht (wenn nötig mit einem Tauchgang), um möglichst eine vollständige Liste der Wasser- und Sumpfpflanzen erstellen zu können.

In jedem Quadrat werden alle Pflanzenarten aufgenommen. Sie werden getrocknet, gepresst und erfasst. Jede Art wird nach dem Vorhanden/ Nicht Vorhanden Prinzip eingeteilt.

Quadrate	1	2	3	4	5	6	...
Art 1	+	-	+	-	-	+	
Art 2	+	+	-	+	-	-	

Probenahmestelle	M6
Oberfläche (m ²)	2398
Anzahl Quadrate	19

Tabelle 3: Erfassungsmethode der Flora; + = Art vorhanden, - = Art fehlt

Die Pflanzenliste sollte Angaben der beobachteten Häufigkeit jeder Art, dem Grad ihrer Gebundenheit ans Wasser, ihrer Gefährdung (europäisch, national und regional, z.B. Rote Liste) und ihres Schutzstatus auf nationaler und kantonaler Ebene enthalten.

9.3. Macrofauna

Es werden die folgenden Gruppen untersucht: Coleoptera (Käfer), Diptera (Zweiflügler), Odonata (Libellen), Oligochaeta und Gastropoda (Muscheln u. Schnecken). Bis heute (2003) wurden keine Odonata und Gastropoda gefunden.

Die Tierarten werden anhand der standardisierten Methode « PLOCH » erhoben (Oertli et al., 2000) (Abbildung 2). Die Wassermacrofauna wird mit einem standardisierten Fangnetz mit Handgriff (Öffnung 10 x 14 cm, Maschenweite 05 mm) aufgenommen. Je nach Wasseroberfläche werden mehr resp. weniger Aufnahmen gemacht. Es werden die wichtigsten Habitate ausgewählt, d.h. solche die mindestens 1% der gesamten Tümpelfläche bedecken. Beispiele für solche Habitate sind Steine, Kiesel, Wassermoose oder Wasserpflanzen. In den Habitaten werden während 30 Sekunden Aufnahmen gemacht. Die dazu angewandte Methode wird als Kommen - und - Gehen bezeichnet. Das Netz wird durchs Habitat gezogen, hin und zurück. Zusätzlich sollen einige Proben im Sediment genommen werden, um weitere Diptera und Oligochaeta zu finden. Die Proben werden in 70% Ethanol konserviert. Die Proben werden unter der Lupe bestimmt und ausgezählt. Coleoptera, Chironomidae, Oligochaeta und falls vorhanden Odonata und Gastropoda werden bis Artniveau bestimmt. Es ist ratsam einen Spezialisten zuzuziehen. Die anderen Arten werden bis auf Familienniveau bestimmt. Die Anzahl der Arten wird ebenso erfasst wie die Anzahl Individuen pro Probenahme und Art.

Probenahme	1	2	3	4	5	6	7	...
Art 1	0	0	0	0	1	0	2	
Art 2	1	6	4	2	7	0	3	

Probenahmestelle	M 3	M6	M 8t	M 10	M 13	M 19	M 21t	M 22	M23
Anzahl Proben	19	13	3	12	8	8	2	8	13

Tabelle 4: Erfassungsmethode der Macrofauna; 1, 6, ...= Anzahl gefundener Individuen einer Art.

Die Liste der Tierarten sollte folgende Angaben beinhalten: Gefährdungsgrad nach den offiziellen Roten Listen (Rote Listen der gefährdeten Tierarten der Schweiz, BUWAL, Duelli 1994, sowie Stand der Datenbank CSCF/SZKF - Schweizer Zentrum für die Kartographie der Fauna am 1.1.98).

9.4. Amphibia

In der ganzen Gegend soll nach Amphibien Ausschau gehalten werden. Werden Individuen gefunden, müssen diese bis Artniveau bestimmt werden.

9.5. Physikalisch – chemische Parameter

Es werden die drei folgenden Parameter gemessen:

- Total N: Der gesamte Gehalt an Stickstoff. Dazu wird das Wasser nicht gefiltert.
- Total P: Der gesamte Gehalt an Phosphat. Auch hierzu wird das Wasser nicht gefiltert.
- Leitfähigkeit (siehe Kapitel 5: Physikalisch-chemische Parameter (S. 6))

9.6. Morphologie

Folgende morphologischen Parameter sind zu untersuchen:

- Durchschnittliche Tiefe des Gewässers. Dies sollte wenn möglich zweimal pro Jahr, einmal zu Beginn des Sommers und ein weiteres Mal in der Mitte des Sommers durchgeführt werden, da die Gewässer in Macun über den Sommer Wasser verlieren.
- Gesamte Fläche des Gewässers: Die von Wasser bedeckte/benetzte Fläche wird bestimmt. Auch hier, wenn möglich zwei Aufnahmen pro Jahr (siehe oben).
- % der Gesamtfläche, die von Vegetation bedeckt ist.
- Fischdruck: Ausdrücken als „nicht vorhanden, klein, mittel oder hoch“.

Methode PLOCH

Fiche 2a

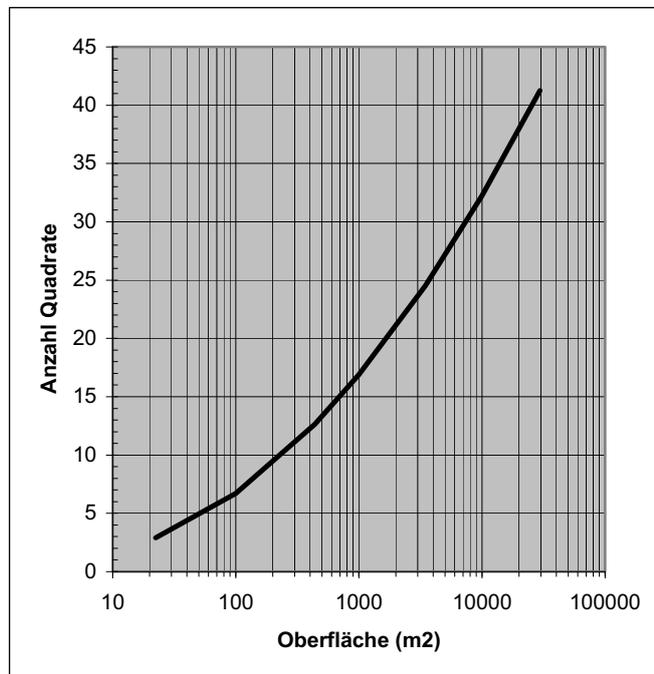
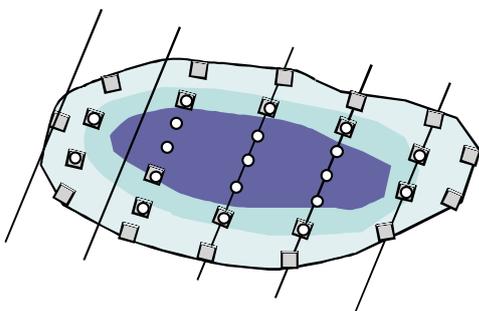
Aquatiscche Flora



1 Bestimmen der Anzahl Quadrate
(in Funktion mit der
Gewässeroberfläche in m²)



2 Verteilen der Quadrate (50x50 cm)
- in parallelen Transekten, imabstand von:
5 m (kleine Weiher, <500m²),
10 m (mitelgrosser Weiher, <5'000m²),
20 m (grosser Weiher, <50'000m²),
- in regelmässigem Abstand,
- Tiefe <3m



□ quadrat (50cmx50cm)
○ sondage bathymétrique



3 Aufnahme der Daten 1x im Juni
oder Juli (in höheren Lagen im
August)

- Vorkommen oder Fehlen jeder Art pro Quadrat
- +
- ergänzende Untersuchung ausserhalb des Quadrates
- +
- Sondermessung entlang des Transektes (cf. plan)

+ Bestimmen
(falls nötig : Einsammeln der Proben und im Labor bestimmen))

	quadrats							
	1	2	3	4	5	6	...	n
profondeur	-	-	45	60	-	55		
sp1	+	-	-	-	-	+		
sp2	+	+	-	-	-	-		
sp3	-	-	-	+	+	+		
...	-	-	-	-	-	-		
spn	+	-	-	+	-	-		



Fiche 1

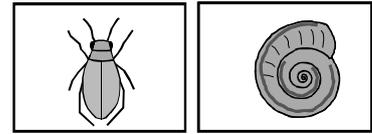
Laboratoire d'Ecologie
et de Biologie Aquatiques
<http://leba.unige.ch>

Abbildung 1: Graphische Darstellung zur Aufnahme der Flora in Weihern/Kleinseen nach der Methode von PLOCH

Methode PLOCH

Fiche 2b

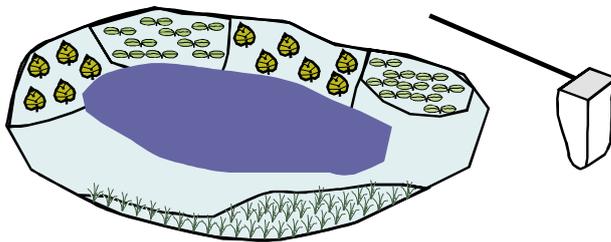
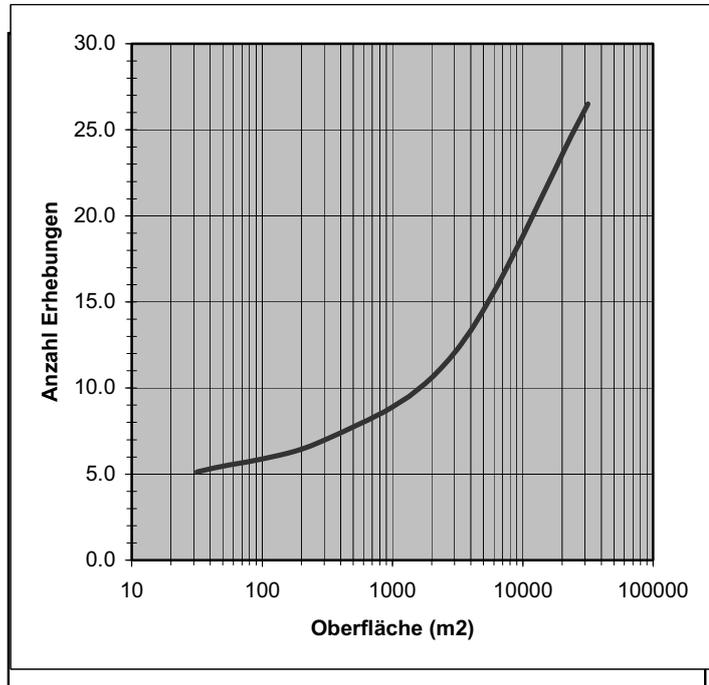
Aquatische Invertebraten



- 1 Ermitteln der Anzahl Erhebungen
(in Funktion mit der Gewässeroberfläche in m²)



- 2 - Kartieren der Habitate (Tiefe < 2m)
 - Ausführen der Datenerhebung (1 x, zwischen Juni und August)
 - Fixieren der Proben



Pro Erhebung 30 Sekunden lang



- 3 Sortieren und Bestimmen
 - Abundanz jeder Art pro Erhebung



prélèvements									
	1	2	3	4	5	6	n
sp1	2	0	0	0	0	0			
sp2	0	2	0	4	0	0			
sp3	0	0	0	1	0	0			
...	48	1	0	9	0	1			
spn	4	4	1	2	0	0			



Fiche 1

UNIVERSITÉ DE GENÈVE

Laboratoire d'Ecologie
et de Biologie Aquatique

<http://leba.unige.ch>

BUWAL
OFEFP
UFAPP
SAEFL
SAEFL

Abbildung 2: Graphische Darstellung zur Aufnahme der Macroinvertebraten in Weihern/Kleinsee nach der Methode von PLOCH.

10. Bryophyta (Moose)

Die Moosbedeckung ist an 7 Stellen bereits erhoben worden. Die genauen GPS Koordinaten sind bekannt (siehe S. 4). Da Moose relativ empfindliche Organismen sind, eignen sie sich gut als Indikatoren. Die bekannten 7 Stellen sollen alle 5 Jahren wieder aufgenommen werden, damit eine Vergleichsbasis entsteht.

Methode: Es werden verschiedene Parameter erfasst.

- Arten: Da die Unterscheidung der Moose schwierig ist, werden alle verschieden aussehenden Moose gesammelt, um eine möglichst vollständige Erfassung zu erhalten. Die gesammelten Exemplare werden dann einer Fachperson (Silvia Stofer WSL, allenfalls Dr. Edwin Urmi, Götz Loos) zur Identifizierung weitergegeben.
- Deckungsgrad: Die Dicke der Moosdecke (in cm) wird entlang von Transekten aufgenommen (Abbildung 3). Als erstes wird die Dicke alle 30 cm über den Fluss und den Uferbereich gemessen. Dann wird das Verfahren alle 2 m flussabwärts über eine Strecke von mindestens 10 m wiederholt.

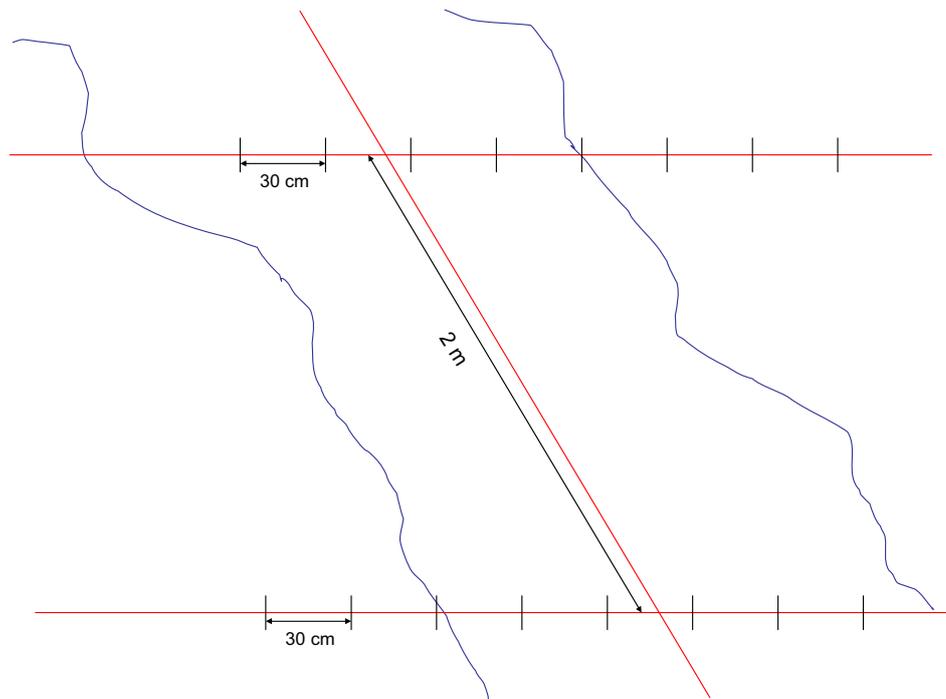


Abbildung 3: Anordnung der Transekte zur Aufnahme der Moose in und an Flüssen/Bächen.

Analyse: Die Daten werden in einer Excel-Datei erfasst und mit Sigma Plot in einer 3D Grafik dargestellt. Dann wird die durchschnittliche Dicke der Moosdecke und der Deckungsgrad in % berechnet.

- Durchschnittliche Dicke:
Summe der Dicke aller gemessenen Punkte / Anzahl Punkte = Durchschnittliche Dicke
- Deckungsgrad: In der 3D Darstellung werden Quadrate ohne Moosdecke (also mit Dicke Null) gezählt und diejenigen mit einer Moosdecke ebenfalls.
Anzahl Quadrate mit Moosdecke / Gesamtzahl der Quadrate = Deckungsgrad in %

11. Weitere Themenbereiche des Langzeitmonitorings

11.1 GW Grundwasser (unterirdisch abfließendes Wasser)

Angaben von C. Schlüchter lagen zum Abschluss dieser Arbeit noch nicht vor.

11.2. F Fischerei: Abfischungsstellen und –Zeitpunkte, Parameter, Methoden

Eine Standardisierung der Erfassungsmethoden ist zu diesem Zeitpunkt noch nicht möglich, da noch nicht genügend Angaben vorliegen. Bis zu diesem Zeitpunkt wurden folgende Aufnahmen gemacht: Im Jahre 2002 wurden Fischbeobachtungen vom Ufer aus, Habitatsaufnahmen und mittels Angelfischerei Testbefischungen gemacht. Im Jahre 2003 wurden Kiemennetzen und Unterwasser-Aufnahmen zur Untersuchung genutzt. Bei der Angelfischerei konnten 4 Fische gefangen werden, die bestimmt, vermessen, gewogen und mit einem Flossenschnitt markiert wurden. Ausserdem wurden die Mägen gespült und deren Inhalte in Isopropanol konserviert. Bei der Kiemennetz-Befischung 2003 wurden 120 Fische gefangen. Die Grundnetze (je nach Netz: Maschenweite: 12, 14, 26 oder 28 mm, Länge 50 bzw. 100 m, Höhe 2.0 oder 2.5 m) wurden tagsüber für Zeiten zwischen einer und drei Stunden gesetzt. Zusätzlich zu den oben genannten Methoden wurden neben Flossenschnitt auch Alcyanblau zur Markierung verwendet und alle Fische zur Individualerkennung fotografiert. Von verendeten Fischen wurden Magen-, Schuppen- und Operculumproben genommen. Die Schuppen wurden in Plastiksäcken (je einer pro Individuum) verwahrt, die Magen- und Operculumproben mit Isopropanol konserviert. Schuppen und Operculii dienen der Alterbestimmung, Mageninhalte werden zur Bestimmung des Nahrungsspektrums genutzt. Gefressene Individuen werden, soweit möglich, auf Artniveau bestimmt. Zudem wurden 10 Exemplare zu Gewebeuntersuchungen gesichert (Marcel, Michel, AJF Graubünden).

Kiemennetze stellen einen grossen Eingriff in die Fischzönosen dar und eignen sich aus diesem Grund nicht als alljährliches Routineprogramm. Im Moment wird erarbeitet, welche Fragen innerhalb eines Monitoringprogramms mit vertretbarem Aufwand bearbeitet werden können, und welche Methoden dazu verwendet werden sollen.

Untersuchungsschwerpunkte könnten sein:

- Relative Dichten der Fischarten
- qualitativer Nachweis der Arten, ihrer Grössenklassen und der Fortpflanzung
- körperliche Verfassung, Alter, Wachstum und Ernährungsweise der Fische

11.3. B Blockgletscher

Im dreijährigen Turnus werden die Bewegungen des Blockgletschers vermessen. Dabei werden jeweils etwa 120 mit Kerbe und Farbe markierte Punkte auf einzelnen Blöcken des Blockgletschers berücksichtigt. Mittels eines Tachymeters, der an einem fixen Punkt ausserhalb des Gletschers aufgestellt ist, werden die Lagekoordinaten der Punkte erfasst. Daraus lassen sich die horizontalen und vertikalen Änderungen gegenüber früheren Vermessungen berechnen. Die Genauigkeit liegt bei wenigen Millimetern. Diese Messungen werden seit den 60er Jahren des letzten Jahrhunderts (mit unterschiedlicher Genauigkeit) durchgeführt. Es ist daraus ein relativ langes Bewegungsmonitoring entstanden. Die Daten werden bei Koordinationspartnern am Geodätischen Institut der Universität Karlsruhe gehalten und ausgewertet. Die Leitung des Projekts liegt bei Martin Jude vom Departement für Geographie an der Friedrich-Schiller-Universität in Jena.

11.4. V Vegetation

Vegetationsaufnahmen nach Braun-Blanquet wurden in den 40er-Jahren des letzten Jahrhunderts von der WSL durchgeführt. Die Aufnahmen wurden nach 1947 eingestellt. Nur von zwei Flächen sind verlässliche Daten vorhanden. Es dürfte jedoch schwer sein, die Flächen wieder zu finden, da sie nur einen Quadratmeter massen und durch Holzpfohlen markiert worden sind (die nicht mehr vorhanden sind). Falls Vegetationsaufnahmen gemacht werden wollen, sollten neue Flächen ausgesucht werden (Angaben von Martin Schütz, WSL). Das Vorgehen ist methodisch einfach. Die Flächen werden alle 5-10 Jahre besucht, alle Pflanzenarten aufgenommen und deren jeweiliger Flächenanteil geschätzt (% Deckung) oder gemessen (Anzahl Individuen).

11.5. P Pictures – Fotodokumentation

Fotodokumentation ist eine eindrückliche Art um Veränderungen festzuhalten. Die Auswahl der Stellen ist nicht immer einfach und muss dem Ziel der Untersuchung entsprechend ausgewählt werden. Die wissenschaftliche Auswertung von Fotos ist problematisch. Es braucht eine genaue Anleitung. Eine Sammlung von Fotografien ist zwar schön anzusehen, aber für Monitoring-Zwecke nicht hilfreich. Prof. K. Graf (Geographie UNI ZH) oder Prof. E. Rott (Uni Innsbruck) könnten Auskunft geben (Angaben F. Schanz).

12. Datenablage, Verwaltung von Daten

12.1. Datenablage

Die Gesamt-Datenablage soll elektronisch erfolgen. Am einfachsten ist es, eine Datenbank zu erstellen, in der alle Daten eingegeben werden können. Für jeden Themenbereich sollte eine separate Datei geführt werden. Vorgeschlagene Tabellen/Darstellungsmöglichkeiten sind bei den einzelnen Themenbereichen erwähnt.

Um eine sichere Determination der Arten durchführen zu können, wendet man sich am besten an einen Spezialisten. Sie kennen die nötige Bestimmungsliteratur und können bei Schwierigkeiten helfen. Will man Bestimmungen selber durchführen, lohnt es sich, bei den Spezialisten eine Einführung in die wichtigen Begriffe zu holen. Konservierungstechniken lernt man so auch am besten.

Für biologische Proben wird eine Referenzkollektion geführt. Die Spezialisten, welche die Arten bestimmen, sollen eine solche erstellen. Sollten im Laufe der Jahre neue Arten auftreten, kann man diese in die Kollektion aufnehmen. Solche Kollektionen nehmen nicht viel Platz ein. Insektenlarven werden in Alkohol gelagert oder bei speziellen Arten zusätzlich auf Objektträgern fixiert. Diatomeen werden ebenfalls auf Objektträgern fixiert. Diese Objektträger werden normalerweise in dafür vorgesehenen Schachteln abgelegt. Phyto- und Zooplankton werden z.B. in formalinhaltigen Fläschchen (giftig!) oder auf einem Filterpapier, das auf einem Objektträger fixiert wird, gelagert. Pflanzen und Moose werden gepresst und zwischen Papierbögen gelagert. Es ist darauf zu achten, dass sie an einem trockenen Ort aufbewahrt werden.

Am besten ist es die Referenzkollektionen an einem zentralen Ort zu lagern (z.B. „Parkhaus“ in Zernez). Die Datenbank sollte am gleichen Ort erstellt werden, damit alle relevanten Informationen an einem Ort zu finden sind. Sinnvoll ist auch eine Kopie der Daten bei denjenigen Forschern abzulegen, welche die entsprechenden Themenbereiche zu Anfang betreuten.

12.2. Verwaltung

Die Daten müssen verwaltet werden. Alle 5 Jahre soll ein kleiner Bericht verfasst werden, in dem die Daten zusammengefasst sind. Alle 10 Jahre soll ein ausführlicherer Bericht erstellt werden. Die Erstellung von Berichten hat zwei Vorteile. Als erstes erlauben sie eine Anpassung des Monitorings an veränderte Bedingungen. Weiter haben langjährige Studien das Problem, dass die Leiter der Studien oftmals wechseln. Durch die Erstellung von Berichten kann die Information gut weitergegeben werden.

Die Aufnahme der Daten ist die eine Seite eines Monitorings, die Bearbeitung und Verwendung der Daten eine andere. Wie die Daten genutzt werden, und von wem und zu welchen Bedingungen, muss von den Betreibern (Zahlenden) der Studie bestimmt werden. Aufbau der Datenbank, Zugriff für Drittpersonen und Copy-Right-Rechte sind Punkte, die festgelegt werden müssen.

13. Literatur

Gordon et al. (1992). "Stream hydrology: an introduction for ecologists", John Wiley, Chichester.

Hinden, H. (in press). "Evaluation de la biodiversité des petits plans d'eau alpins : le site de Macun (Parc National)", Travail de diplôme de l'Université de Genève. Laboratoire d'Ecologie et de Biologie aquatiques.

Oertli, B., D. Auderset Joye, E. Castella, R. Juge & J.-B. Lachavanne (2000). "Diversité biologique et typologie écologique des étangs et petits lacs de Suisse. Office fédéral de l'environnement, des forêts et du paysage (OFEFP)", Laboratoire d'Ecologie et de Biologie aquatique de l'Université de Genève. 434 pp.

Shaw E.M. (1988). "Hydrology in Practice". 2nd ed., Van Nostrand Reinhold International, Wokingham

Appendix A: Feld-Ausrüstung

IMMER
Wasserfester Stift (zum Beschriften der diversen Behälter)
Wasserfestes Notizbuch mit Bleistiften
Plankton
Planktonnetze (XX)
Makroinvertebraten
Fluss
Ethanol
Flaschen (30ml)
Kicknetz (Durchmesser immer gleich, Maschenweite 250 µm)
Kleinseen/Weiher
Kescher (Öffnung 10 x 14 cm, Maschenweite 05 mm)
Physikalisch-chemische Parameter
Datalogger: StowAway (TM) XTI (TM); StowAway (TM) TidbiT (TM), Onset Corp., N. Falmouth, Massachusetts; TR MINILOG, VERMCO Ltd., Shad Bay, N.S., Canada
Filterdöschen
Flaschen
Filter
Handvakuumpumpe
Leitfähigkeitsmessgerät: LF 323, WTW, Weinheim, Deutschland
Messzylinder
pH-Meter: pH 330, WTW, Weinheim, Deutschland
Säure (HNO ₃)
Trübungsmessgerät: Cosmos, Züllig AG, Rheineck, Schweiz
Aufwuchsalgen/Biofilm
Filterdöschen
Fliter
Handvakuumpumpe
Kleine Fläschchen für Jahre mit Algenbestimmung
Massstab (mind. 15 cm)
Messzylinder (250 ml, 100ml)
Pinzette
Plastikbehälter
Stahlbürste (Küchenschrubber)
Pflanzendeckung
GPS Gerät
Massstab
Messband
Plastiksäcke

Appendix B: Artenlisten

Diatomeen

- alphabetisch
- Arten Fluss
- Arten See

Plankton

- Phytoplankton
- Zooplankton

Makrozoobenthos

- Ephemeroptera
- Plecoptera
- Diptera
 - Simuliidae
 - Chironomidae
 - alphabetisch
 - nach Familien
 - Arten Fluss
 - Arten See

DIATOMEEN (KIESELALGEN)
alphabetisch
<i>Achnanthes affinis</i>
<i>Achnanthes austriaca</i>
<i>Achnanthes austriaca</i> var. <i>helvetica</i>
<i>Achnanthes biasolettiana</i> Grun.
<i>Achnanthes bioretti</i> Germain
<i>Achnanthes curtissima</i> Carter
<i>Achnanthes delicatula</i> (Kütz.) Grun.
<i>Achnanthes daonensis</i> Lange-Bertalot
<i>Achnanthes flexella</i>
<i>Achnanthes grischuna</i> Wuthrich
<i>Achnanthes helvetica</i> (Hust.) Lange-Bertalot
<i>Achnanthes helvetica</i> var. <i>minor</i> Flower & Jones
<i>Achnantes helvetica</i> var. <i>alpina</i> Flower and Jones
<i>Achnanthes lanceolata</i> (Breb.) Grun.
<i>Achnanthes lapidosa</i>
<i>Achnanthes lapponica</i>
<i>Achnanthes laterostrata</i> Hust.
<i>Achnanthes levanderi</i> var. <i>helvetica</i>
<i>Achnanthes marginulata</i> Grun.
<i>Achnanthes minutissima</i> Kütz.
<i>Achnanthes linearis</i> var. <i>pusilla</i>
<i>Achnanthes subatomoides</i> Lange-Bertalot & Archibald
<i>Achnanthes subexigua</i>
<i>Achnanthes scotica</i> Flower and Jones
<i>Achnanthes trinodes</i>
<i>Achnanthes</i> sp.
<i>Amphora ovalis</i> (Kütz) Kütz
<i>Amphora pediculus</i> (Kütz.) Grun.
<i>Anomoeonis brachysira</i> (Breb.) Grun.
<i>Anomoeonis rhetica</i>
<i>Asterionella</i> sp.
<i>Aulacoseira alpigena</i> (Grun.) Krammer
<i>Aulacoseira distans</i> (Ehr.) Simonsen
<i>Aulacoseira distans</i> var. <i>nivalis</i> (W.Sm.) Haworth
<i>Aulacoseira pfaffiana</i> (Reinsch) Krammer
<i>Aulacoseira italica</i> (Ehr.) Simonsen
<i>Aulacoseira</i> sp.
<i>Caloneis bacillum</i> (Grun.) Cl.
<i>Caloneis molaris</i> (Grun.) Krammer
<i>Caloneis silicula</i> (Ehr.) Cl.
<i>Caloneis silicula</i> var. <i>truncatula</i>
<i>Cocconeis pediculus</i> Ehr.
<i>Cocconeis placentula</i> var. <i>euglypta</i> Ehr.
<i>Cyclotella meneghiniana</i> Kütz.
<i>Cyclotella</i> sp.
<i>Cyclotella</i> sp. (small)
<i>Cymbella affinis</i> Kütz.
<i>Cymbella alpina</i>
<i>Cymbella aspera</i>

<i>Cymbella cesatii</i>
<i>Cymbella cuspidata</i>
<i>Cymbella delicatula</i>
<i>Cymbella descripta</i> (Hust.) Krammer & Lange-Bertalot
<i>Cymbella gaeumannii</i> Meister
<i>Cymbella gracilis</i> (Ehr.) Kütz.
<i>Cymbella hebridica</i> (Grun.) Cl.
<i>Cymbella helvetica</i> Kütz
<i>Cymbella minuta</i> Hilse
<i>Cymbella naviculiformis</i> Auerswald
<i>Cymbella obtusa</i>
<i>Cymbella perpusilla</i>
<i>Cymbella silesiaca</i> Bleisch
<i>Cymbella sinuata</i> Greg.
<i>Cymbella subaequalis</i> Grun.
<i>Cymbella turgida</i>
<i>Cymbella ventricossa</i>
<i>Denticula crassula</i> Kütz.
<i>Denticula tenuis</i>
<i>Diatoma ehrenbergii</i> Kütz.
<i>Diatoma hiemale</i> +A112 (Roth) Heiberg
<i>Diatoma hiemale</i> var. <i>mesodon</i> (Ehr.) Kütz.
<i>Diatoma tenuis</i> Agardh
<i>Didymosphenia geminata</i> (Lyngbye) M. Schmidt
<i>Diploneis ovalis</i>
<i>Diploneis ovalis</i> var. <i>oblongella</i>
<i>Eunotia arcus</i> Ehr.
<i>Eunotia bedentula</i>
<i>Eunotia bigibba</i>
<i>Eunotia bilunaris</i> (Ehr.) Mills
<i>Eunotiaticumborealis</i> Lange-Bertalot & Norpel
<i>Eunotia diodon</i> Ehr.
<i>Eunotia diodon</i> Ehr.(sensu lato)
<i>Eunotia exiqua</i> (Breb.) Rabenh.
<i>Eunotia fallax</i> A. Cl.
<i>Eunotia glacialis</i> Meister
<i>Eunotia implicata</i> Norpel et al.
<i>Eunotia monodon</i>
<i>Eunotia pectinalis</i> (Dillwyn) Rabenh.
<i>Eunotia praerupta</i> Ehr.
<i>Eunotia praerupta</i> sensu lato
<i>Eunotia praerupta</i> <i>bigibba</i> sippen
<i>Eunotia praerupta</i> var. <i>inflata</i>
<i>Eunotia praerupta</i> var. <i>bidens</i>
<i>Eunotia rhomboidea</i>
<i>Eunotia subarcuatoides</i> Alles, Nörpel & L.-B.
<i>Eunotia sudetica</i>
<i>Eunotia tenella</i>
<i>Eunotia valida</i>
<i>Eunotia</i> side view
<i>Fragilaria arcus</i> (Ehr.) Cl.
<i>Fragilaria bicapitata</i> Mayer

<i>Fragilaria brevistriata</i> Grun.
<i>Fragilaria brevistriata</i> var. <i>inflata</i>
<i>Fragilaria capucina</i> Desmazieres
<i>Fragilaria capucina</i> var. <i>amphicephla</i> (Grun.) Lange-Bertalot
<i>Fragilaria</i> - var. <i>austriaca</i> (Grun.) Lange- Bertalot
<i>Fragilaria</i> - var. <i>gracilis</i> (Oestrup) Hust.
<i>Fragilaria</i> - var. <i>perminuta</i> Grun.
<i>Fragilaria</i> - var. <i>rumpens</i>
<i>Fragilaria</i> - var. <i>vaucheriae</i> (Kütz.) L.-Bertalot
<i>Fragilaria construens</i> var. <i>venter</i> (Ehr.) Grun.
<i>Fragilaria exigua</i> Grun.
<i>Fragilaria famelica</i> (Kütz.) Lange-Bertalot
<i>Fragilaria intermedia</i>
<i>Fragilaria parasitica</i> (W. Sm.) Grun.
<i>Fragilaria pinnata</i> Ehr.
<i>Fragilaria pinnata</i> var. <i>lancettula</i>
<i>Fragilaria virescens</i> Ralfs
<i>Fragilaria virescens</i> var. <i>capitata</i>
<i>Fragilaria</i> sp.
<i>Frustulia rhomboides</i> (Ehr.) De Toni
<i>Frustulia rhomboides</i> var. <i>saxonica</i> (Rabenh.) De Toni
<i>Frustulia rhomboides</i> var. <i>crassinervia</i> (Breb.) Ross
<i>Gomphonema angustatum</i> (Kütz.) Rabh.
<i>Gomphonema acuminatum</i>
<i>Gomphonema acuminatum</i> var. <i>brebissonii</i>
<i>Gomphonema constrictum</i>
<i>Gomphonema intricatum</i>
<i>Gomphonema intricatum</i> var. <i>pumila</i>
<i>Gomphonema lanceolata</i>
<i>Gomphonema longiceps</i> var. <i>montana</i>
<i>Gomphonema longiceps</i> var. <i>subclavata</i>
<i>Gomphonema gracile</i> Ehr.
<i>Gomphonema olivaceum</i> Ehr.
<i>Gomphonema parvulum</i> (Kütz.) Kütz.
<i>Gomphonema parvulum</i> var. <i>micropus</i>
<i>Gomphonema</i> side view
<i>Gomphonema</i> sp.
<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehr.) Grun.
<i>Melosira distans</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>pfaffiana</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>helvetica</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>alpigena</i>
<i>Melosira granulata</i> var. <i>angustissima</i>
<i>Melosira italica</i> var. <i>valida</i>
<i>Melosira italica</i> var. <i>subarctica</i>
<i>Melosira roeseana</i>
<i>Meridion circulare</i> (Greville) Ag.
<i>Navicula atomus</i> (Kütz.) Grun.
<i>Navicula begeri</i>
<i>Navicula bryophila</i>
<i>Navicula bryophila</i> var. <i>lapponica</i>
<i>Navicula capitatoradiata</i> Germain

Navicula contenta GruNavicula
Navicula contenta var. biceps
Navicula contenta var. parallela
Navicula cocconeiformis
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs
Navicula cryptocephala Kütz.
Navicula cryptocephala var. intermedia
Navicula cryptotenella L.-Bertalot
Navicula detenta
Navicula digitulus Hustedt
Navicula falaisiensis
Navicula fluens
Navicula gallica var. perpusilla (GruNavicula) Lange-Bertalot
Navicula gibbula
Navicula goeppertiana (Bleisch) H. L. Smith
Navicula gregaria Donkin
Navicula impexa
Navicula krasskei Hust.
Navicula lanceolata (Ag.) Ehrenb.
Navicula levanderi Hust.
Navicula mediocris Krasske
Navicula medioconvexa
Navicula minima GruNavicula
Navicula minuscula
Navicula mutica v. nivalis (Ehr.) Hust.
Navicula mutica v. lanceolata
Navicula mutica
Navicula muralis
Navicula nivalis
Navicula paramutica
Navicula pelliculosa
Navicula perpusilla
Navicula pupula Kütz.
Navicula pupula fo. capitata
Navicula protracta
Navicula protracta fo. elliptica
Navicula protracta fo. subcapitata
Navicula pseudoscutiformis
Navicula pseudobryophila
Navicula pseudoventralis
Navicula radiosa
Navicula rotaeana
Navicula rhynchocephala Kütz.
Navicula schmassmannii Hust.
Navicula schönfeldii
Navicula soehrensii
Navicula soehrensii Krasske var. hassiaca (Krasske) Lange-B.
Navicula seminulum GruNavicula
Navicula similis
Navicula cf. splendidula
Navicula strömii
Navicula submolesta Hust.

Navicula subrotundata
Navicula subtilissima
Navicula subminuscula Manguin
Navicula suchlandti
Navicula tenerrima
Navicula tripunctata (O.F. Muller) Bory
Naviculavariostrata Krasske
Navicula veneta Kütz.
Navicula spp.
Neidium affine (Ehr.) Pfitzer
Neidium affinae var. longiceps (Greg.) Cl.
Neidium alpinum Hust.
Neidium bisulcatum (Lagerst.) Cl.
Neidiumfrustulum (Kütz.) GruNeidium
Neidium iridis (Ehr.) Cl.
Neidium septentrionale Cleve-Euler
Neidium affine var. longiceps
Neidium sp.
Neidium bisulcatum
Neidium dubium
Neidium iridis
Neidium iridis fo. vernalis
Nitzschia dissipata (Kütz.) Grun.
Nitzschia hantzschiana Rabenhorst
Nitzschia perminuta (Grun.) M. Peragallo
Nitzschia sinuata
Nitzschia linearis
Nitzschia fonticula
Nitzschia sublinearis Hust.
Nitzschia sp.
Orthoseira roeseana (Rabh.) O'Meara
Pinnularia appendiculata (Ag.) Cl.
Pinnularia borealis Ehr.
Pinnularia borealis var. lanceolata
Pinnularia braunii var. amphicephala
Pinnularia episcopalis
Pinnularia divergentissima
Pinnularia ignobilis (Krasske) Cleve-Euler
Pinnularia gibba Ehr.
Pinnularia gracillima
Pinnularia interrupta W. Sm.
Pinnularia interrupta var. minutissima
Pinnularia lapponica
Pinnularia lapponica var. alpina
Pinnularia lapponica var. constricta
Pinnularia microstauron (Ehr.) Cl.
Pinnularia microstauron var. brebissonii
Pinnularia molaris (Grun.) Krammer
Pinnularia obscura Krasske
Pinnularia obscura var. constricta
Pinnularia subcapitata Greg.
Pinnularia subcapitata fo. diminuta

Pinnularia subcapitata var. hilseana
Pinnulariasudetica (Hilse) Peragallo
Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehr.
Pinnularia viridis var. intermedia
Pinnularia sp.(fragment)
Rhoicosphenia abbreviata (Ag.) Lange-Bertalot
Stauroneis agrestis Petersen
Stauroneis alpina
Stauroneis anceps Ehr.
Stauroneis anceps fo. gracilis
Stauroneis anceps fo. linearis
Stauroneis sp.
Stauroneis thermicola
Stauroneis gracillima
Stauroneis densestriata
Stauroneis acuta
Stephanodiscus alpinus Hust.
Stephanodiscus astraea var. minutula
Surirella minuta Breb.
Surirella spp.
Surirella linearis
Surirella tenuis
Surirella spiralis
Surirella delicatissima
Surirella roba Leclercq
Surirella terricola Lange-Bertalot
Synedra ulna
Synedra amphicephala
Synedra amphicephala var. austriaca
Synedra rumpens
Tabellaria flocculosa (Roth) Kütz.
Tetracyclus rupestris
Arten Fluss
Achnanthes biasolettiana Grun.
Achnanthes bioretti Germain
Achnanthes curtissima Carter
Achnanthes delicatula (Kütz.) Grun.
Achnanthes helvetica (Hust.) Lange-Bertalot
Achnanthes helvetica var. minor Flower & Jones
Achnanthes lanceolata (Breb.) Grun.
Achnanthes laterostrata Hust.
Achnanthes marginulata Grun.
Achnanthes minutissima Kütz.
Achnanthes subatomoides Lange-Bertalot& Archibald
Achnanthes scotica Flower and Jones
Achnanthes sp.
Amphora ovalis (Kütz) Kütz
Amphora pediculus (Kütz.) Grun.
Anomoeonis brachysira (Breb.) Grun.
Asterionella sp.
Aulacoseira alpigena (Grun.) Krammer

Aulacoseira distans (Ehr.) Simonsen
Aulacoseira distans var.nivalis (W.Sm.) Haworth
Aulacoseira italica (Ehr.) Simonsen
Aulacoseira sp.
Caloneis bacillum (Grun.) Cl.
Caloneis molaris (Grun.) Krammer
Caloneis silicula (Ehr.) Cl.
Cocconeis placentula var. euglypta Ehr.
Cyclotella meneghiniana Kütz.
Cyclotella sp.
Cyclotella sp. (small)
Cymbella affinis Kütz.
Cymbella descripta (Hust.) Krammer & Lange-Bertalot
Cymbella gaeumannii Meister
Cymbella gracilis (Ehr.) Kütz.
Cymbella hebridica (Grun.) Cl.
Cymbella helvetica Kütz
Cymbella minuta Hilse
Cymbella naviculiformis Auerswald
Cymbella silesiaca Bleisch
Cymbella sinuata Greg.
Cymbella subaequalis Grun.
Denticula crassula Kütz.
Diatoma ehrenbergii Kütz.
Diatoma hiemale+A112 (Roth) Heiberg
Diatoma hiemale var. mesodon (Ehr.) Kütz.
Diatoma tenue Agardh
Didymosphenia geminata (Lyngbye) M. Schmidt
Eunotia arcus Ehr.
Eunotia bilunaris (Ehr.) Mills
Eunotiacyrcumborealis Lange-Bertalot & Norpel
Eunotia diodon Ehr.
Eunotia diodon Ehr.(sensu lato)
Eunotia exiqua (Breb.) Rabenh.
Eunotia fallax A. Cl.
Eunotia implicata Norpel et al.
Eunotia pectinalis (Dillwyn) Rabenh.
Eunotia praerupta Ehr.
Eunotia praerupta sensu lato
Eunotia praerupta bigibba sippen
Eunotia side view
Fragilaria arcus (Ehr.) Cl.
Fragilaria bicapitata Mayer
Fragilaria brevistriata Grun.
Fragilaria capucina Desmazieres
Fragilaria capucina var.amphicephla (Grun.) Lange-Bertalot
Fragilaria - var. austriaca (Grun.) Lange- Bertalot
Fragilaria - var. gracilis (Oestrup) Hust.
Fragilaria - var. perminuta Grun.
Fragilaria - var. rumpens
Fragilaria - var. vaucheriae (Kütz.) L.-Bertalot
Fragilaria construens var. venter (Ehr.) Grun.

Fragilaria exigua Grun.
Fragilaria famelica (Kütz.) Lange-Bertalot
Fragilaria parasitica (W. Sm.) Grun.
Fragilaria pinnata Ehr.
Fragilaria virescens Ralfs
Fragilaria sp.
Frustulia rhomboides (Ehr.) De Toni
Frustulia rhomboides var.saxonica (Rabenh.) De Toni
Frustulia rhomboides var. crassinervia (Breb.) Ross
Gomphonema angustatum (Kütz.) Rabh.
Gomphonema gracile Ehr.
Gomphonema olivaceum Ehr.
Gomphonema parvulum (Kütz.) Kütz.
Gomphonema side viev
Gomphonema sp.
Hantzschia amphioxys (Ehr.) Grun.
Meridion circulare (Greville) Ag.
Navicula atomus (Kütz.) Grun.
Navicula capitatoradiata Germain
Navicula contenta Grun.
Navicula cincta (Ehr.) Ralfs
Navicula cryptocephala Kütz.
Navicula cryptotenella L.-Bertalot
Navicula gallica var. perpusilla (Grun.) Lange-Bertalot
Navicula goeppertiana (Bleisch) H. L. Smith
Navicula gregaria Donkin
Navicula krasskei Hust.
Navicula lanceolata (Ag.) Ehrenb.
Navicula levanderi Hust.
Navicula minima Grun.
Navicula mutica v. nivalis (Ehr.) Hust.
Navicula pupula Kütz.
Navicula rhychocephala Kütz.
Navicula schmassmannii Hust.
Navicula soehrensensis Krasske var. hassiaca (Krasske) Lange-B.
Navicula seminulum Grun.
Navicula cf. splendidula
Navicula submolesta Hust.
Navicula subminuscula Manguin
Navicula tripunctata (O.F. Muller) Bory
Naviculavariostrata Krasske
Navicula veneta Kütz.
Navicula spp.
Neidium affine (Ehr.) Pfitzer
Neidium affinae var. longiceps (Greg.) Cl.
Neidium alpinum Hust.
Neidium bisulcatum (Lagerst.) Cl.
Neidiumfrustulum (Kütz.) GruNeidium
Neidium iridis (Ehr.) Cl.
Neidium septentrionale Cleve-Euler
Neidium sp.
Nitzschia dissipata (Kütz.) Grun.

Nitzschia hantzschiana Rabenhorst
Nitzschia perminuta (GruNitzschia) M. Peragallo
Nitzschia sublinearis Hust.
Nitzschia sp.
Orthoseira roeseana (Rabh.) O'Meara
Pinnularia appendiculata (Ag.) Cl.
Pinnularia borealis Ehr.
Pinnularia ignobilis (Krasske) Cleve-Euler
Pinnularia gibba Ehr.
Pinnularia interrupta W. Sm.
Pinnularia microstauron (Ehr.) Cl.
Pinnularia molaris (Grun.) Krammer
Pinnularia obscura Krasske
Pinnularia subcapitata Greg.
Pinnulariasudetica (Hilse) Peragallo
Pinnularia viridis (Nitzsch) Ehr.
Pinnularia sp.(fragment)
Rhoicosphenia abbreviata (Ag.) Lange-Bertalot
Stauroneis agrestis Petersen
Stauroneis anceps Ehr.
Stauroneis sp.
Stephanodiscus alpinus Hust.
Surirella minuta Breb.
Surirella spp.
Surirella roba Leclercq
Surirella terricola Lange-Bertalot
Tabellaria flocculosa (Roth) Kütz.
Arten See
Achnanthes affinis
Achnanthes austriaca
Achnanthes austriaca var. helvetica
Achnanthes curtissima Carter
Achnanthes flexella
Achnanthes helvetica (Hust.) Lange-Bertalot
Achnanthes helvetica var. minor Flower & Jones
Achnanthes lapidosa
Achnanthes lapponica
Achnanthes levanderi var. helvetica
Achnanthes linearis var. pusilla
Achnanthes marginulata Grun.
Achnanthes minutissima Kütz.
Achnanthes scotica Flower and Jones
Achnanthes subatomoides Lange-Bertalot& Archibald
Achnanthes subexigua
Achnanthes trinodes
A: helvetica var. alpina Flower and Jones
Achnanthes daonensis Lange-Bertalot
Achnanthes grischuna Wuthrich
Amphora ovalis (Kütz) Kütz
Amphora pediculus (Kütz.) Grun.
Anomoeonis brachysira (Breb.) Grun.

Anomoeonis rhetica
Aulacoseira alpigena (Grun.) Krammer
Aulacoseira pfaffiana (Reinsch) Krammer
Caloneis gracilis (Ehr.) Kütz.
Caloneis hebridica (Grun.) Cl.
Caloneis minuta Hilse
Caloneis naviculiformis Auerswald
Caloneis silicula (Ehr.) Cl.
Caloneis silicula var. truncatula
Caloneis bacillum (Grun.) Cl.
Cocconeis placentula var. euglypta Ehr.
Cymbella gaeumannii Meister
Cymbella affinis Kütz.
Cymbella alpina
Cymbella aspera
Cymbella cesatii
Cymbella cuspidata
Cymbella delicatula
Cymbella obtusa
Cymbella perpusilla
Cymbella turgida
Cymbella ventricossa
Denticula hiemale+A112 (Roth) Heiberg
Denticula tenuis
Diatoma hiemale var. mesodon (Ehr.) Kütz.
Diploneis ovalis
Diploneis ovalis var. oblongella
Eunotia bedentula
Eunotia bigibba
Eunotia exiqua (Breb.) Rabenh.
Eunotia fallax A. Cl.
Eunotia glacialis Meister
Eunotia monodon
Eunotia pectinalis (Dillwyn) Rabenh.
Eunotia praerupta Ehr.
Eunotia praerupta var. bidens
Eunotia praerupta var. inflata
Eunotia rhomboidea
Eunotia subarcuatoides Alles, Nörpel & L.-B.
Eunotia sudetica
Eunotia tenella
Eunotia valida
Eunotia arcus Ehr.
Fragilaria capucina Desmazieres
Fragilaria - var. gracilis (Oestrup) Hust.
Fragilaria - var. vaucheriae (Kütz.) L.-Bertalot
Fragilaria brevistriata Grun.
Fragilaria brevistriata var. inflata
Fragilaria construens var. venter (Ehr.) Grun.
Fragilaria exigua Grun.
Fragilaria intermedia
Fragilaria pinnata Ehr.

<i>Fragilaria pinnata</i> var. <i>lancettula</i>
<i>Fragilaria virescens</i> Ralfs
<i>Fragilaria virescens</i> var. <i>capitata</i>
<i>Gomphonema parvulum</i> (Kütz.) Kütz.
<i>Gomphonema parvulum</i> var. <i>micropus</i>
<i>Gomphonema acuminatum</i>
<i>Gomphonema acuminatum</i> var. <i>brebissonii</i>
<i>Gomphonema angustatum</i> (Kütz.) Rabh.
<i>Gomphonema constrictum</i>
<i>Gomphonema intricatum</i>
<i>Gomphonema intricatum</i> var. <i>pumila</i>
<i>Gomphonema lanceolata</i>
<i>Gomphonema longiceps</i> var. <i>montana</i>
<i>Gomphonema longiceps</i> var. <i>subclavata</i>
<i>Hantzschia amphioxys</i> (Ehr.) Grun.
<i>Melosira distans</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>alpigena</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>helvetica</i>
<i>Melosira distans</i> var. <i>pfaffiana</i>
<i>Melosira granulata</i> var. <i>angustissima</i>
<i>Melosira italica</i> var. <i>subarctica</i>
<i>Melosira italica</i> var. <i>valida</i>
<i>Melosira roeseana</i>
<i>Meridion circulare</i> (Greville) Ag.
<i>Navicula cocconeiformis</i>
<i>Navicula contenta</i> Grun.
<i>Navicula contenta</i> var. <i>biceps</i>
<i>Navicula contenta</i> var. <i>parallela</i>
<i>Navicula cryptocephala</i> Kütz.
<i>Navicula cryptocephala</i> var. <i>intermedia</i>
<i>Navicula digitulus</i> Hustedt
<i>Navicula hantzschiana</i> Rabenhorst
<i>Navicula krasskei</i> Hust.
<i>Navicula lanceolata</i> (Ag.) Ehrenb.
<i>Navicula levanderi</i> Hust.
<i>Navicula mediocris</i> Krasske
<i>Navicula minima</i> Grun.
<i>Navicula mutica</i>
<i>Navicula mutica</i> v. <i>lanceolata</i>
<i>Navicula perminuta</i> (Grun.) M. Peragallo
<i>Navicula pupula</i> fo. <i>capitata</i>
<i>Navicula pupula</i> Kütz.
<i>Navicula schmassmannii</i> Hust.
<i>Navicula submolesta</i> Hust.
<i>Navicula subrotundata</i>
<i>Navicula subtilissima</i>
<i>Navicula begeri</i>
<i>Navicula bryophila</i>
<i>Navicula bryophila</i> var. <i>lapponica</i>
<i>Navicula detenta</i>
<i>Navicula falaisiensis</i>
<i>Navicula fluens</i>

<i>Navicula gibbula</i>
<i>Navicula impexa</i>
<i>Navicula medioconvexa</i>
<i>Navicula minuscula</i>
<i>Navicula muralis</i>
<i>Navicula nivalis</i>
<i>Navicula paramutica</i>
<i>Navicula pelliculosa</i>
<i>Navicula perpusilla</i>
<i>Navicula protracta</i>
<i>Navicula protracta</i> fo. <i>elliptica</i>
<i>Navicula protracta</i> fo. <i>subcapitata</i>
<i>Navicula pseudobryophila</i>
<i>Navicula pseudoscutiformis</i>
<i>Navicula pseudoventralis</i>
<i>Navicula radiosa</i>
<i>Navicula rotaeana</i>
<i>Navicula schönfeldii</i>
<i>Navicula similis</i>
<i>Navicula soehrensii</i>
<i>Navicula strömii</i>
<i>Navicula suchlandti</i>
<i>Navicula tenerrima</i>
<i>Neidium affine</i> var. <i>longiceps</i>
<i>Neidium bisulcatum</i>
<i>Neidium dubium</i>
<i>Neidium iridis</i>
<i>Neidium iridis</i> fo. <i>vernalis</i>
<i>Nitzschia fonticula</i>
<i>Nitzschia linearis</i>
<i>Nitzschia sinuata</i>
<i>Pinnularia gibba</i> Ehr.
<i>Pinnularia gracillima</i>
<i>Pinnularia interrupta</i> var. <i>minutissima</i>
<i>Pinnularia interrupta</i> W. Sm.
<i>Pinnularia lapponica</i>
<i>Pinnularia lapponica</i> var. <i>alpina</i>
<i>Pinnularia lapponica</i> var. <i>constricta</i>
<i>Pinnularia molaris</i> (Grun.) Krammer
<i>Pinnularia obscura</i> Krasske
<i>Pinnularia obscura</i> var. <i>constricta</i>
<i>Pinnularia subcapitata</i> fo. <i>diminuta</i>
<i>Pinnularia subcapitata</i> Greg.
<i>Pinnularia subcapitata</i> var. <i>hilseana</i>
<i>Pinnularia viridis</i> (Nitzsch) Ehr.
<i>Pinnularia viridis</i> var. <i>intermedia</i>
<i>Pinnularia borealis</i> Ehr.
<i>Pinnularia borealis</i> var. <i>lanceolata</i>
<i>Pinnularia braunii</i> var. <i>amphicephala</i>
<i>Pinnularia divergentissima</i>
<i>Pinnularia episcopalis</i>
<i>Pinnularia microstauron</i> (Ehr.) Cl.

Pinnularia microstauron var. brebissonii
Stauroneis acuta
Stauroneis agrestis Petersen
Stauroneis alpina
Stauroneis anceps Ehr.
Stauroneis anceps fo. gracilis
Stauroneis anceps fo. linearis
Stauroneis densestriata
Stauroneis gracillima
Stauroneis thermicola
Stephanodiscus astraea var. minutula
Surirella delicatissima
Surirella linearis
Surirella spiralis
Surirella tenuis
Synedra amphicephala
Synedra amphicephala var. austriaca
Synedra rumpens
Synedra ulna
Tabellaria flocculosa (Roth) Kütz.
Tetracyclus rupestris
PLANKTON
Phytoplankton
Achnanthes (diatoms) (1)
Aphanothece
Asterionella
Ceratium
Chamaesiphon
Eurastrum
Navicula, Achnanthes
Cilata
Closterium
Cocconeis (diatoms)
Cosmarium
Cosmarium regnelli
Cryptomonas
Cyanobacteria
Cyano-filaments
Cyclotella
Cyclotella, Stephanodiscus,
Cymbella (Diatoms)
Diatoma elegans, Cyclotella,
Fragilaria
Fragilaria capucina
<i>Fragilaria capucina</i> , Asterionella
Fragilaria crotonensis
Gastropus (rotatoria)
Geminella
<i>Geminella</i> or Microspora
Gymnodinium
Hydrurus

Karatella
Karatella (rotatoria)
Kellicottia (rotatoria)
Keretella (rotatoria)
Mougeotia
Pediastrum
Peridinium
Polyarthra
<i>Polyarthra (rotatoria)</i>
Scenedesmus
<i>Schroederia</i>
Spirogyra
Staurasrum
Stephanodiscus
Tabellaria fenestrata
Tabellaria flocculosa
Ulotrichales
Zygnema
Zooplankton
Alonella
Bosmina
Cyclops
Daphnia
Ephippia
Macrothrix
Rotatoria
Makrozoobenthos
<i>Ephemeroptera</i>
Baetis alpina
Rithrogena sp.
<i>Plecoptera</i>
Allogamus cf uncatius
Nemurella pictetii
Perlodes intricatus
Leuctra sp.
Rhabdiopteryx sp.
<i>Turbellaria</i>
Crenobia alpina
<i>Diptera</i>
<i>SIMULIIDAE (Kriebelmücken)</i>
Prosimulium latimucro
Simulium variegatum
<i>CHIRONOMIDAE (Zuckmücken)</i>
(alphabetisch)
Corynoneura scutellata gr.
Corynoneura scutellata*

Cricotopus (I.) sylvestris gr.
Cricotopus spp.
Diamesa bertrami
Diamesa spp. (juv.)
Diamesa steinboeckii
Diamesa zernyi/cinerella gr.
Eukiefferiella fuldensis
Eukiefferiella lobifera
Eukiefferiella minor/fittkau
Eukiefferiella spp.
Heterotrissocladius marcidus
Limnophyes spp.
Micropsectra spp.
Orthocladius (E.) luteipes
Orthocladius (O.) dentifer
Orthocladius (O.) frigidus
Orthocladius spp.
Parametrioctenus stylatus
Paraphaenocladius pseudirritus s. str.
Paratanytarsus austriacus*
Paratanytarsus cf. austriacus
Parorthocladius nudipennis
Psectrocladius sordidellus
Pseudodiamesa branickii
Pseudodiamesa nivosa
Pseudokiefferiella parva
Rheocricotopus effusus
Tokunagaia rectangularis gr.
Tvetenia calvescens
Zavreliomyia cf. melanura
Zavreliomyia melanura*
nach Familien
TANYPODINAE
Zavreliomyia melanura*
Zavreliomyia cf. melanura
DIAMESINAE
Diamesa steinboeckii
Diamesa zernyi/cinerella gr.
Diamesa spp. (juv.)
Pseudodiamesa branickii
Pseudodiamesa nivosa
Pseudokiefferiella parva
Diamesa bertrami
ORTHOCLADIINAE
Corynoneura scutellata*
Corynoneura scutellata gr.
Cricotopus (I.) sylvestris gr.
Cricotopus spp.
Eukiefferiella spp.

Eukiefferiella lobifera
Eukiefferiella minor/fittkai
Heterotrissocladius marcidus
Limnophyes spp.
Orthocladius (O.) dentifer
Orthocladius (E.) luteipes
Orthocladius (O.) frigidus
Orthocladius spp.
Parametrioctenus stylatus
Parorthocladius nudipennis
Paraphaenocladius pseudirritus s. str.
Psectrocladius sordidellus
Rheocricotopus effusus
Tokunagaia rectangularis gr.
Tvetenia calvescens
CHIRONOMINAE - TANYTARSINI
Micropsectra spp.
Paratanytarsus austriacus*
Paratanytarsus cf. austriacus
Arten See (nach Familien)
TANYPODINAE
Zavrelimyia melanura*
Zavrelimyia cf. melanura
DIAMESINAE
Diamesa steinboeckii
Diamesa zernyi/cinerella gr.
Diamesa spp. (juv.)
Pseudodiamesa branickii
Pseudodiamesa nivosa
Pseudokiefferiella parva
ORTHOCLADIINAE
Corynoneura scutellata*
Corynoneura scutellata gr.
Cricotopus (I.) sylvestris gr.
Cricotopus spp.
Eukiefferiella spp.
Heterotrissocladius marcidus
Orthocladius (O.) dentifer
Parametrioctenus stylatus
Paraphaenocladius pseudirritus s. str.
Psectrocladius sordidellus
CHIRONOMINAE - TANYTARSINI
Paratanytarsus austriacus*
Paratanytarsus cf. austriacus

Arten Fluss (nach Familien)
TANYPODINAE
Zavreliomyia melanura
DIAMESINAE
Diamesa bertrami
Diamesa latitarsis gr.
Diamesa steinboeckii
Diamesa zernyi/cinerella gr.
Pseudodiamesa branickii
Pseudodiamesa nivosa
Pseudokiefferiella parva
ORTHOCLADIINAE
Corynoneura scutellata*
Corynoneura scutellata gr.
Eukiefferiella lobifera
Eukiefferiella minor/fittkai
Tokunagaia rectangularis gr.
Eukiefferiella spp.
Heterotrissocladius marcidus
Limnophyes spp.
Orthocladius (E.) luteipes
Orthocladius (O.) frigidus
Orthocladius spp.
Parametriocnemus stylatus
Parorthocladius nudipennis
Rheocricotopus effusus
Tvetenia calvescens
CHIRONOMINAE - TANYTARSINI
Micropsectra spp.

Appendix C: Aufnahmeblätter

Aufnahmeblatt der im Feld zu messenden Parameter

Wasserchemismus

