



# Die Salzlacken des Seewinkels Anhang II

**MIT UNTERSTÜTZUNG VON LAND UND EUROPÄISCHER UNION**



Europäischer Landwirtschaftsfonds  
für die Entwicklung des ländlichen  
Raums: Hier investiert Europa in  
die ländlichen Gebiete.



# Inhalt

## **Spinnen- und Laufkäfergesellschaften als Indikatoren für den Zustand von Salzlebensräumen**

(Dr. Norbert Milasowszky und Dr. Klaus Peter Zulka)

Einleitung.....	3
Spinnen (Dr. Norbert Milasowszky) .....	5
Laufkäfer (Dr. Klaus Peter Zulka).....	17
Resümee .....	25

## **Wanzen der Salzlebensräume**

(Dr. Wolfgang Rabitsch)

1. Einleitung.....	26
2. Methode und Datengrundlagen.....	26
3. Ergebnisse	
3.1. Artenlisten der einzelnen Lacken.....	26
3.2. Auswertung .....	39
4. Leitbild und Leitarten	
4.1. Leitarten .....	42
4.2. Leitbild.....	47
4.3. Schlußfolgerungen.....	49
Literatur .....	51
Anhang.....	53

## **Chemie der Salzlacken.**

Stapeldiagramme (Dr. Rudolf Krachler) .....	64
---	----

## **Klimawandel und Niederschlag.**

Säulendiagramme der Monatsniederschlagssummen aus Apetlon 1923 bis 2011

(Dr. Rudolf Krachler) .....	111
-----------------------------	-----

# „ERHEBUNG DES AKTUELLEN ÖKOLOGISCHEN ZUSTANDES SOWIE ENTWICKLUNG EINES UMFASSENDEN INDIVIDUELLEN ERHALTUNGSKONZEPTEES DER LACKEN DES SEEWINKELS“

**Organismengruppen:** Spinnen (Araneae) und Laufkäfer (Carabidae)

**Bearbeiter:** Norbert Milasowszky & Klaus Peter Zulka

## **Einleitung**

Hauptursachen für die Gefährdung der Salzlacken im Seewinkel sind vor allem 2 Faktoren:

1. gestörter (Grund)Wasser- und somit Salzhaushalt
2. Aufgabe der traditionellen Nutzung der Uferbereiche als Hutweiden

Die Folge davon sind Verlust und/oder Degradierung der Salzlacken zum einen durch Aussüßung und zum anderen durch Verschilfung der offenen Lacken(ufer)bereiche.

Im Nationalpark Neusiedler See – Seewinkel wird seit den 1990er Jahren ein Beweidungsprogramm durchgeführt um zum einen das Schilfröhricht in den Salzlackenufern zu reduzieren bzw. zu eliminieren, und zum anderen die charakteristische Artenvielfalt in der Region aufrechtzuerhalten (siehe Zulka et al. 1997, Zulka & Milasowszky 1998). Wenige Maßnahmen sind bislang unternommen worden, um dem Hauptproblem der Salzlackenzerstörung entgegenzusteuern: dem gestörten Grundwasserhaushalt und der damit einhergehenden fortschreitenden Degradation durch Salzverlust.

Im Rahmen eines vom Wissenschaftsministerium und vom Amt der Burgenländischen Landesregierung geförderten Forschungsprojekts untersuchten Milasowszky & Zulka (1994) insgesamt 20 Salzlacken (bzw. 60 Untersuchungsflächen in jeweils 3 Zonen der Salzlacken).

In dieser Studie wurden an einer „idealtypischen Lacke“ folgende 3 Zonen unterteilt:

Zone A: Das Lackeninnere; der Solontschak-Boden ist charakterisiert durch hohe Leitfähigkeit und starke Salzausblühungen, hohen pH-Wert und hohen Wassergehalt; diese Zone ist zudem extrem offen, fast vegetationsfrei; Vegetationsgesellschaften sind Suadetum oder Crypsidetum;

Zone B: der gürtelförmige Lacksaum zwischen Lackeninnerem und höher gelegenen Uferbereichen: der Solonetz-Boden zeichnet sich aus durch mittlere bis hohe Leitfähigkeit und hohen pH-Wert; der Boden zeigt bei Austrocknung Schwundrisse; charakteristische Pflanzengesellschaft ist das Puccinellietum mit *Puccinellia peisonis* und *Aster tripolium* als Kennarten;

Zone C: das höher gelegen Lackenufer: als vorherrschende Bodentyp sind kaum bis mäßig versalzte Feuchtschwarzerden; der Boden ist wechselfeucht bis trocken; auf Sand ist vor allem die Vegetationsgesellschaft *Potentillo arenaria*-*Festucetum pseudovinae*, die Neusiedler Schwingelsandpuszta, ausgebildet.

Während also für Zone A und B ein hoher Anteil an Feuchte/Nässe und Salz angepasster Arten typisch ist (siehe Zulka et al. 1997, Milasowszky 2006), sind es auf Zone C die an Trockenheit angepassten (xerobionter/xerophiler) und wärmeliebenden (thermophiler) Arten, die hier ihren Vorkommensschwerpunkt haben (Milasowszky & Waitzbauer 2008).

Regelmäßige Störungen, vor allem durch Beweidung oder Mahd, sorgen nicht nur dafür, dass Vegetationslücken und offene Bodenstellen entstehen, sondern auch aufgrund der höheren Einstrahlung, der Trockenheit und des Nährstoffmangels dafür, dass die Vegetation niederwüchsig bleibt (Milasowszky et al. 2008). Bei ausbleibender Nutzung werden diese Flächen weiterhin von Schilf überwuchert.

## **Spinnen**

Autor: Norbert Milasowszky

### **Ausgangspunkt**

In der vorliegenden Studie soll der ökologische Zustand der Salzlacken evaluiert werden. Die zoologische Expertise stützt sich dabei auf die Studie über die Arthropodenzönosen der Salzlacken von Milasowszky & Zulka (1994).

Die naturschutzfachlichen Ziele des Projekts sind die Definition eines Leitbilds für die Salzlacken mit entsprechender Berücksichtigung der Lackenzonierung, die Inventarisierung der (epigäischen) Spinnenfauna auf 20 Salzlacken bzw. 60 Untersuchungsflächen sowie die faunistisch-ökologische Bewertung der untersuchten Flächen und Salzlacken anhand der vorkommenden Arten

Zur Bewertung des ökologischen Zustands eines Lebensraumes ist es notwendig, „naturraumspezifische“ Zielarten zu definieren, weil z.B. die Salzlacken nicht nur von lebensraumtypischen Arten, sondern auch von weit verbreiteten Störungs- oder Ruderalarten, Arten des offenen Grünlands und sogar Saumarten besiedelt werden können. Zielarten sind daher Arten, die von hoher Relevanz für den Naturschutz sind. Für die naturschutzbiologische Bewertung der Untersuchungsflächen der Salzlacken wird daher jede Art hinsichtlich ihrer Habitatbindung (z.B. „Feucht- und Nässezeiger, „Salzart“, „Xerothermophil“) eingestuft.

Schlußendlich sollen die arachnologisch-naturschutzbiologischen Zielrichtungen mit jenen anderer Organismengruppen abgestimmt werden und Maßnahmen für ein künftiges, Renaturierungskonzept empfohlen werden.

### **Methode**

#### ***Indikatorwerte***

Entling et al. (2007) konnten zeigen, dass die Differenzierung der Spinnengemeinschaften bzw. ihrer entlang zweier starker Umweltgradienten erfolgt, das sind Beschattung und Feuchtigkeit/Trockenheit. Daher wurden zur Analyse der Zeigerwerte der Spinnengemeinschaften die Daten aus Entling et al. (2007) verwendet. Der Einfachheit halber werden die Daten als „Entling“-Daten und die beiden Gradienten als „Beschattungs-

Gradient“ und „Trockenheits-Gradient“ bezeichnet. Für jede der 60 Untersuchungsflächen wurden der Mittelwert aller Zeigerwerte berechnet.

### ***Habitataffinität-Habitatgilden***

Die Einteilung der einzelnen Spinnenarten nach ihrer Habitataffinität erfolgte aufgrund von Literaturdaten (z.B. Buchar 1992, Buchar & Růžička 2002, Entling et al. 2007, Grimm 1985, 1986, Hänggi et al. 1995, Kreuels & Platen 1999, Matveinen-Huju 2004) sowie eigener Datenbanken.

Folgende 6 Habitatgilden wurden unterschieden:

HG\_1 Wald

HG\_2 Salz

HG\_3 Offenland agrarisch-ruderal

HG\_4 Offenland typisch (Grasland)

HG\_5 Offenland xerothermophil

HG\_6 Offenland feuchtnass (inkl. Moore)

## Untersuchte Salzlacken

In der Studie von Milasowszky & Zulka (1994) wurden in 20 Salzlacken in den drei Zonen insgesamt 60 Untersuchungsflächen beprobt (20 Lacken x 3 Zonen) (Tab. 1).

Tab. 1: Untersuchte Seewinkel-Salzlacken von Milasowszky & Zulka (1994); Terminologie und Lackennummern nach Löffler (1982).

Nr.	Lackenbezeichnung nach Löffler (1982)	Abkürzung	Lacken-Nr.
1.	Albersee	ABS	39
2.	Kirchsee	KIS	41
3.	Lacke südlich Unterstinker	LSU	54
4.	Unterstinkersee	USS	36
5.	Lacke südlich Oberstinker	LSO	62
6.	Oberstinkersee	OSS	35
7.	Höllacke	HLL	34
8.	Ochsenbrunnlacke	OBL	30
9.	Paulhoflacke*	PHL	29
10.	Birnbaumlacke	BBL	28
11.	Freiflecklacke	FFL	31
12.	Obere Fuchslochlacke	OFL	26b
13.	Untere Fuchslochlacke	UFL	26a
14.	Kleine Neubruchlacke	KNL	74
15.	Große Neubruchlacke**	GNL	25
16.	(Westliche) Wörthenlacke	WTL	23
17.	Darscholakke	DSL	22
18.	Martinhoflacke	MHL	13
19.	Moschadolacke	MSL	12
20.	Lacke südlich St.Andrä	LSA	2

\*in der Terminologie von Löffler (1982): Lacke südlich Birnbaumlacke

\*\*wird in der Literatur auch oft als Halbjochlacke bezeichnet

## Ergebnisse

Die Bewertung der 20 Lacken anhand der Spinnenfauna (Zielarten) in den Zonen A, B und C erfolgte im Hinblick auf die definierten Leitbilder mittels zweier Methoden:

- (1) Indikatorwerte für Beschattung/Offenheit bzw. Trockenheit/Feuchtigkeit basierend auf den Daten aus Entling et al. (2007)

Basierend auf den Indikatorwerten für Beschattung (Abb. 1: x-Achse) zeigt sich deutlich, dass es sich bei der untersuchten Spinnenfauna der Salzlacken um typische Lebensgemeinschaften des Offenlandes handelt. Die untersuchten Spinnengemeinschaften differenzieren sich jedoch erwartungsgemäß entlang des Trockenheits/Feuchtigkeitsgradienten (Abb. 1: y-Achse). Die trockensten Flächen liegen naturgemäß in den höher gelegenen C-Zonen.

Allerdings sind einige der untersuchten Uferbereiche deutlich Feuchtigkeits-Nässe beeinflusst (siehe dazu Details in Tab. 2). Grund dafür ist, dass bei der Auswahl der Untersuchungsflächen auf einigen Salzlacken keine trockenen Uferbereiche vorgefunden werden konnten (z.B. LSO C); Grund dafür war zum einen eine vollständige Verschilfung der Lacken oder eine landwirtschaftliche Nutzung der Ufer (v.a. durch Weingärten) bis an den Rand der Überschwemmungszone.

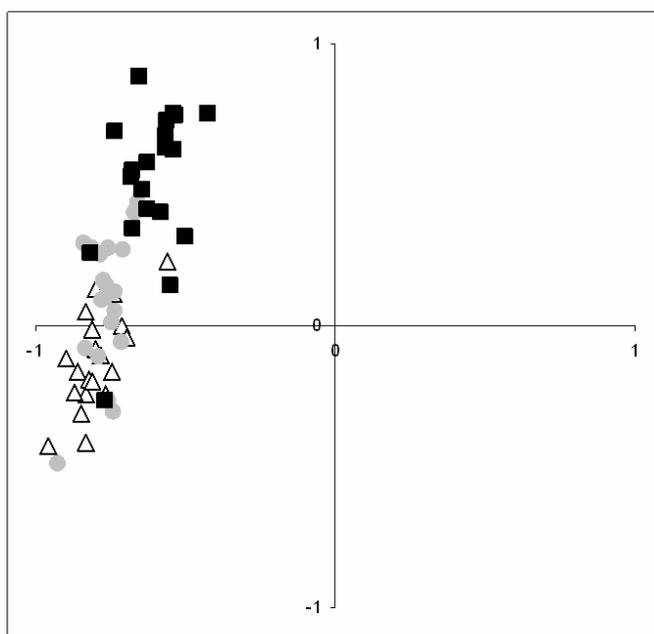


Abb. 1: Grafik zeigt die gemittelten Indikatorwerte für Beschattung (x-Achse) und Trockenheit (y-Achse) der Spinnenarten der 60 Untersuchungsflächen getrennt nach A-Zone (offene Dreiecke), B-Zone (graue Kreise) und C-Zone (schwarze Quadrate). Die Werte sind Tab. 2 zu entnehmen.

Die Spinnengemeinschaften mit den höchsten Feuchtigkeitsindikatorwerten kommen erwartungsgemäß auf den A- und B-Zonen vor. Allerdings liegen die Werte für eine Reihe von Untersuchungsflächen in diesen Zonen außerhalb des Bereichs für typische feucht-nasse Standorte im mitteleuropäischen Vergleich (Werte über Null). Dies ist ein Hinweis darauf, dass die Bodenfeuchtigkeit auf diesen Untersuchungsflächen gestört sind. Denn auch zum Zeitpunkt der Austrocknung der Salzlacken und insbesondere während der Zeit der Salzausblühung sollte der Oberboden zumindest noch mäßig durchfeuchtet sein. Ist dies nicht der Fall, nehmen die Feuchtigkeitszeiger ab und die Trockenheitszeiger zu. Diese Trockenheitszeiger setzen sich zudem aus einer ruderalen Störungsauna zusammen (siehe dazu Tab. 4).

Tab. 2: Liste der 60 Untersuchungsflächen gereiht nach den Indikatorwerten für Beschattung und Trockenheit. Untersuchungsflächen mit den höchsten Feuchtigkeitswerten sind **fett** dargestellt.

<b>Lacke Zone</b>	<b>Beschattung</b>	<b>Lacke Zone</b>	<b>Trockenheit</b>
LSA C	-0,43	OSS C	0,88
DSL C	-0,50	LSA C	0,75
BBL C	-0,53	UFL C	0,75
UFL C	-0,54	BBL C	0,75
FFL C	-0,54	HLL C	0,73
USS C	-0,55	GNL C	0,69
HLL C	-0,56	KNL C	0,67
ABS A	-0,56	KIS C	0,63
KNL C	-0,56	FFL C	0,63
KIS C	-0,57	OFL C	0,58
MHL C	-0,58	WTL C	0,55
OFL C	-0,63	OBL C	0,53
MSL C	-0,63	ABS C	0,48
ABS C	-0,64	ABS B	0,44
OSS C	-0,65	MSL C	0,41
ABS B	-0,66	FFL B	0,40
FFL B	-0,67	MHL C	0,40
WTL C	-0,68	LSU C	0,34
LSU C	-0,68	DSL C	0,31
OBL C	-0,68	OBL B	0,30
KNL A	-0,70	OSS B	0,28
GNL B	-0,71	PHL B	0,28
LSU B	-0,71	GNL B	0,27
DSL A	-0,71	PHL C	0,26
BBL B	-0,73	UFL B	0,26
GNL C	-0,73	ABS A	0,23
LSA B	-0,74	MSL B	0,16
KIS A	-0,74	USS C	0,14
USS B	-0,74	HLL B	0,14
KIS B	-0,75	OSS A	0,13
OFL A	-0,75	BBL B	0,12
LSO B	-0,76	KIS A	0,12

OSS B	-0,76	OFL B	0,10
HLL B	-0,76	KNL B	0,09
LSO C	-0,76	OBL A	0,05
OFL B	-0,77	LSA B	0,05
LSU A	-0,77	KIS B	0,01
MSL B	-0,77	<b>DSL A</b>	<b>0,00</b>
KNL B	-0,77	<b>MHL A</b>	<b>-0,01</b>
MSL A	-0,78	<b>KNL A</b>	<b>-0,04</b>
UFL B	-0,78	<b>LSU B</b>	<b>-0,06</b>
DSL B	-0,79	<b>WTL B</b>	<b>-0,08</b>
OSS A	-0,80	<b>FFL A</b>	<b>-0,08</b>
FFL A	-0,80	<b>MSL A</b>	<b>-0,11</b>
MHL A	-0,81	<b>DSL B</b>	<b>-0,11</b>
PHL B	-0,81	<b>WTL A</b>	<b>-0,11</b>
USS A	-0,81	<b>OFL A</b>	<b>-0,16</b>
PHL C	-0,81	<b>BBL A</b>	<b>-0,16</b>
PHL A	-0,82	<b>PHL A</b>	<b>-0,19</b>
OBL A	-0,83	<b>USS A</b>	<b>-0,19</b>
LSO A	-0,83	<b>UFL A</b>	<b>-0,24</b>
WTL B	-0,83	<b>LSU A</b>	<b>-0,24</b>
GNL A	-0,83	<b>GNL A</b>	<b>-0,24</b>
OBL B	-0,84	<b>LSO C</b>	<b>-0,26</b>
HLL A	-0,85	<b>LSO B</b>	<b>-0,26</b>
BBL A	-0,86	<b>USS B</b>	<b>-0,31</b>
UFL A	-0,87	<b>HLL A</b>	<b>-0,31</b>
WTL A	-0,90	<b>LSO A</b>	<b>-0,41</b>
MHL B	-0,92	<b>LSA A</b>	<b>-0,43</b>
LSA A	-0,96	<b>MHL B</b>	<b>-0,49</b>

(2) Habitatgilden

Jede Spinnenart wurde einer von 6 Habitatgilden zugeteilt und anschließend wurde die Anzahl der Arten jeder Habitatgilde in den 60 Untersuchungsflächen gezählt (Tab. 3 und 4).

Tab. 3: Spinnenarten in den 60 Untersuchungsflächen getrennt nach Habitatgilde

<b>Araneae</b>	<b>Habitatgilde</b>	<b>Code</b>
<i>Ceratinella brevis</i>	Wald	1
<i>Diplostyla concolor</i>	Wald	1
<i>Euophrys frontalis</i>	Wald	1
<i>Pardosa lugubris</i>	Wald	1
<i>Phrurolithus festivus</i>	Wald	1
<i>Pocadicnemis pumila</i>	Wald	1
<i>Robertus lividus</i>	Wald	1
<i>Xysticus cristatus</i>	Wald	1
<i>Argenna patula</i>	Salz	2
<i>Dactylopisthes digiticeps</i>	Salz	2
<i>Enoplognatha mordax</i>	Salz	2
<i>Euryopis flavomaculata</i>	Salz	2
<i>Palliduphantes pillichi</i>	Salz	2
<i>Pardosa cribrata</i> Simon	Salz	2
<i>Prinerigone vagans</i>	Salz	2
<i>Silometopus reussi</i>	Salz	2
<i>Syedra apetlonensis</i>	Salz	2
<i>Walckenaeria alticeps</i>	Salz	2
<i>Zelotes apricorum</i>	Salz	2
<i>Zelotes mundus</i>	Salz	2
<i>Zora nemoralis</i>	Salz	2
<i>Araeoncus humilis</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Erigone atra</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Erigone dentipalpis</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Meioneta rurestris</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Oedothorax apicatus</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Trichoncoides piscator</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Pachygnatha degeeri</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Pardosa agrestis</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Pelecopsis parallela</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Porrhomma microphthalmum</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Robertus arundineti</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Trochosa ruricola</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Xerolycosa miniata</i>	Offenland-agrarisch-ruderal	3
<i>Liocranoeca striata</i>	Offenland typisch	4
<i>Alopecosa cuneata</i>	Offenland typisch	4
<i>Alopecosa pulverulenta</i>	Offenland typisch	4
<i>Arctosa figurata</i>	Offenland typisch	4
<i>Aulonia albimana</i>	Offenland typisch	4
<i>Bathyphantes gracilis</i>	Offenland typisch	4
<i>Sibianor aurocinctus</i>	Offenland typisch	4

<i>Styloctetor stativus</i>	Offenland typisch	4
<i>Cercidia prominens</i>	Offenland typisch	4
<i>Cheiracanthium erraticum</i>	Offenland typisch	4
<i>Drassodes lapidosus</i>	Offenland typisch	4
<i>Drassodes pubescens</i>	Offenland typisch	4
<i>Dysdera hungarica</i>	Offenland typisch	4
<i>Hahnia nava</i>	Offenland typisch	4
<i>Haplodrassus signifer</i>	Offenland typisch	4
<i>Harpactea rubicunda</i>	Offenland typisch	4
<i>Heliophanus flavipes</i>	Offenland typisch	4
<i>Hypsosinga pygmaea</i>	Offenland typisch	4
<i>Meioneta simplicitarsis</i>	Offenland typisch	4
<i>Micaria pulicaria</i>	Offenland typisch	4
<i>Micaria albovittata</i>	Offenland typisch	4
<i>Micrargus subaequalis</i>	Offenland typisch	4
<i>Oedothorax fuscus</i>	Offenland typisch	4
<i>Ozyptila atomaria</i>	Offenland typisch	4
<i>Ozyptila simplex</i>	Offenland typisch	4
<i>Pachygnatha clercki</i>	Offenland typisch	4
<i>Pardosa palustris</i>	Offenland typisch	4
<i>Pardosa prativaga</i>	Offenland typisch	4
<i>Pardosa proxima</i>	Offenland typisch	4
<i>Pardosa pullata</i>	Offenland typisch	4
<i>Philodromus cespitum</i>	Offenland typisch	4
<i>Phlegra fasciata</i>	Offenland typisch	4
<i>Pocadicnemis juncea</i>	Offenland typisch	4
<i>Syedra gracilis</i>	Offenland typisch	4
<i>Talavera aequipes</i>	Offenland typisch	4
<i>Tibellus oblongus</i>	Offenland typisch	4
<i>Titanoeca schineri</i>	Offenland typisch	4
<i>Trachyzelotes pedestris</i>	Offenland typisch	4
<i>Arctosa lutetiana</i>	Offenland typisch	4
<i>Walckenaeria antica</i>	Offenland typisch	4
<i>Walckenaeria vigilax</i>	Offenland typisch	4
<i>Xysticus acerbus</i>	Offenland typisch	4
<i>Xysticus kochi</i>	Offenland typisch	4
<i>Zelotes latreillei</i>	Offenland typisch	4
<i>Zelotes petrensis</i>	Offenland typisch	4
<i>Drassyllus pusillus</i>	Offenland typisch	4
<i>Zodarion rubidum</i>	Offenland typisch	4
<i>Zora parallela</i> Simon	Offenland typisch	4
<i>Agroeca cuprea</i>	Xerothermophil	5
<i>Alopecosa accentuata</i>	Xerothermophil	5
<i>Alopecosa mariae</i>	Xerothermophil	5
<i>Alopecosa schmidti</i>	Xerothermophil	5
<i>Argenna subnigra</i>	Xerothermophil	5
<i>Berlandina cinerea</i>	Xerothermophil	5
<i>Clubiona neglecta</i>	Xerothermophil	5
<i>Erigonoplus globipes</i>	Xerothermophil	5
<i>Euryopis quinqueguttata</i>	Xerothermophil	5
<i>Haplodrassus dalmatensis</i>	Xerothermophil	5
<i>Haplodrassus minor</i>	Xerothermophil	5
<i>Lycosa singoriensis</i>	Xerothermophil	5
<i>Micrargus laudatus</i>	Xerothermophil	5

<i>Myrmarachne formicaria</i>	Xerothermophil	5
<i>Ozyptila pullata</i>	Xerothermophil	5
<i>Ozyptila scabricula</i>	Xerothermophil	5
<i>Phaeoedus braccatus</i>	Xerothermophil	5
<i>Silometopus bonessi</i>	Xerothermophil	5
<i>Steatoda albomaculata</i>	Xerothermophil	5
<i>Asagena phalerata</i>	Xerothermophil	5
<i>Talavera aperta</i>	Xerothermophil	5
<i>Talavera thorelli</i>	Xerothermophil	5
<i>Tapinocyboides pygmaeus</i>	Xerothermophil	5
<i>Thanatus arenarius</i>	Xerothermophil	5
<i>Trichoncus hackmani</i>	Xerothermophil	5
<i>Trichopterna cito</i>	Xerothermophil	5
<i>Trochosa robusta</i>	Xerothermophil	5
<i>Xysticus ninnii</i>	Xerothermophil	5
<i>Xysticus striatipes</i>	Xerothermophil	5
<i>Zelotes electus</i>	Xerothermophil	5
<i>Zelotes gracilis</i>	Xerothermophil	5
<i>Zelotes longipes</i>	Xerothermophil	5
<i>Drassyllus praeficus</i>	Xerothermophil	5
<i>Antistea elegans</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Araeoncus crassiceps</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Arctosa leopardus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Ceratinella brevipipes</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Clubiona subtilis</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Gnathonarium dentatum</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Gongylidiellum murcidum</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Hypsosinga heri</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Marpissa canestrini</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Meioneta mollis</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Pardosa maisa</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Pirata hygrophilus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Pirata latitans</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Pirata piraticus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Sitticus rupicola</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Sitticus inexpectus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Tallusia experta</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Tallusia vindobonensis</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Thanatus striatus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Tibellus maritimus</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Walckenaeria unicornis</i>	Offenland-feuchtnass	6
<i>Zora armillata Simon</i>	Offenland-feuchtnass	6

Tab. 4: Anzahl der Spinnenarten getrennt nach Habitatgilden. Zielarten der Zonen A und B setzen sich aus den Habitatgilden 2 und 6 zusammen; Zielarten der Zone C aus Habitatgilde 5. Höchste Zielartenwerte sind **fett** dargestellt.

Lacke Zone	Total	HG_1	HG_2	HG_3	HG_4	HG_5	HG_6	Zielarten
ABS A	4	1	<b>0</b>	0	1	0	<b>2</b>	2
BBL A	13	0	<b>3</b>	6	1	1	<b>2</b>	5
DSL A	15	0	<b>3</b>	4	4	1	<b>3</b>	6
FFL A	11	0	<b>2</b>	5	2	1	<b>1</b>	3
GNL A	7	0	<b>2</b>	2	1	2	<b>0</b>	2
HLL A	15	0	<b>2</b>	5	2	0	<b>6</b>	<b>8</b>
KIS A	16	0	<b>4</b>	4	3	3	<b>2</b>	6
KNL A	14	0	<b>2</b>	6	0	3	<b>3</b>	5
LSA A	5	0	<b>1</b>	3	0	0	<b>1</b>	2
LSO A	12	0	<b>4</b>	4	2	0	<b>2</b>	6
LSU A	31	0	<b>8</b>	7	10	1	<b>5</b>	<b>13</b>
MHL A	13	0	<b>3</b>	4	2	1	<b>3</b>	6
MSL A	18	0	<b>3</b>	6	6	0	<b>3</b>	6
OBL A	9	1	<b>4</b>	3	0	1	<b>0</b>	4
OFL A	14	0	<b>2</b>	7	2	2	<b>1</b>	3
OSS A	13	0	<b>3</b>	4	1	2	<b>3</b>	6
PHL A	10	0	<b>3</b>	3	1	2	<b>1</b>	4
UFL A	12	0	<b>4</b>	3	2	1	<b>2</b>	6
USS A	19	0	<b>4</b>	7	4	0	<b>4</b>	<b>8</b>
WTL A	16	0	<b>3</b>	7	3	2	<b>1</b>	4
ABS B	22	0	<b>2</b>	5	11	3	<b>1</b>	3
BBL B	11	0	<b>3</b>	4	1	1	<b>2</b>	5
DSL B	22	0	<b>5</b>	7	6	1	<b>3</b>	<b>8</b>
FFL B	16	0	<b>2</b>	4	5	4	<b>1</b>	3
GNL B	14	0	<b>3</b>	5	1	4	<b>1</b>	4
HLL B	27	0	<b>4</b>	7	10	2	<b>4</b>	<b>8</b>
KIS B	16	0	<b>5</b>	5	3	3	<b>0</b>	5
KNL B	20	0	<b>4</b>	4	7	1	<b>4</b>	<b>8</b>
LSA B	8	0	<b>1</b>	1	1	3	<b>2</b>	3
LSO B	22	0	<b>5</b>	5	4	2	<b>6</b>	<b>11</b>
LSU B	28	0	<b>5</b>	6	7	2	<b>8</b>	<b>13</b>
MHL B	14	0	<b>4</b>	4	3	0	<b>3</b>	7
MSL B	22	0	<b>4</b>	4	6	4	<b>4</b>	8
OBL B	5	0	<b>2</b>	1	0	1	<b>1</b>	3
OFL B	21	0	<b>3</b>	5	5	4	<b>4</b>	7
OSS B	22	0	<b>3</b>	8	4	5	<b>2</b>	5
PHL B	13	0	<b>3</b>	4	1	3	<b>2</b>	5
UFL B	16	0	<b>3</b>	5	5	3	<b>0</b>	3
USS B	22	0	<b>5</b>	8	4	0	<b>5</b>	<b>10</b>
WTL B	21	0	<b>5</b>	6	6	2	<b>2</b>	7
ABS C	26	2	1	4	12	<b>3</b>	4	3
BBL C	28	4	3	2	11	<b>8</b>	0	8
DSL C	36	4	4	5	13	<b>5</b>	5	5
FFL C	27	2	4	4	8	<b>7</b>	2	7
GNL C	26	1	2	6	5	<b>11</b>	1	<b>11</b>
HLL C	23	1	1	3	11	<b>6</b>	1	6
KIS C	27	3	2	5	11	<b>5</b>	1	5
KNL C	18	1	1	2	7	<b>6</b>	1	6
LSA C	27	3	4	3	10	<b>6</b>	1	6
LSO C	32	0	7	7	10	<b>1</b>	7	1

LSU C	30	0	3	3	13	<b>5</b>	6	5
MHL C	27	2	3	7	9	<b>5</b>	1	5
MSL C	29	1	5	7	9	<b>5</b>	2	5
OBL C	14	1	1	3	5	<b>3</b>	1	3
OFL C	27	1	2	4	14	<b>5</b>	1	5
OSS C	18	2	0	4	2	<b>10</b>	0	<b>10</b>
PHL C	17	0	3	6	5	<b>3</b>	0	3
UFL C	29	1	1	4	14	<b>7</b>	2	7
USS C	26	2	3	5	9	<b>1</b>	6	1
WTL C	21	0	0	6	9	<b>6</b>	0	6

Die **wichtigsten Ergebnisse** aus Tab. 4. lassen sich wie folgt zusammenfassen:

In Bezug auf die definierten Zielvorgaben wurden für die A- und B- Zonen Spinnenarten von Salz-, Feucht- und Nasslebensräumen als Zielarten definiert. Günstige Zielartenwerte konnten in drei A-Zonen und sechs B-Zonen nachgewiesen werden, wobei die Lacke südlich Unterstinker LSU in beiden Zonen mit jeweils 13 Arten die **herausragendsten Werte** aufweist. Weitere westliche Lacken mit guten Zielartenwerten sind der Unterstinkersee USS, die Höllacke HLL und die Lacke südlich Oberstinkersee LSO. Allerdings weisen auch zwei zentrale Lacken in den B-Zonen gute Zielartenwerte auf: die Darscholacke DSL und die Kleine Neubruchlacke KNL.

In den C-Zonen erreichen lediglich die Große Neubruchlacke, die einen breiten Halbtrocken-Trockenrasen Bereich am Ostufer aufzuweisen hat und die sehr kleine Trockenrasen-Restfläche am Oberstinkersee hohe Zielartenwerte; als Zielarten wurden hier ausschließlich die xerothermophilen Arten berücksichtigt. Grund dafür ist zum einen, dass diese Fauna auf das Management der Uferbereiche angewiesen ist, wie Mahd und Beweidung (insbesondere wird eine günstige kurzrasige lückige Bodenoberfläche durch den Hutweidebetrieb geschaffen), und zum anderen, dass unter den xerothermophilen Spinnen ein hoher Anteil an den seltenen oder gefährdeten Arten vorhanden ist.

## Literatur

- Buchar J. & Růžička V. (2002): Catalogue of spiders of the Czech Republic. – Peres, Praha. 351 pp.
- Buchar, J. (1992): Kommentierte Artenliste der Spinnen Böhmens (Araneida). – Acta Univ. Carol. Biol. 36, 383-428.
- Entling W., Schmidt M.H., Bacher S., Brandl R. & Nentwig W. (2007): Niche properties of Central European spiders: shading, moisture and the evolution of the habitat niche. – Global Ecology and Biogeography 16: 440-448, + Supplement.
- Grimm U. (1985): Die Gnaphosidae Mitteleuropas (Arachnida, Araneae). – Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg, (NF) 26. 318 pp.
- Grimm U. (1986): Die Clubionidae Mitteleuropas: Corrinidae und Liocranidae (Arachnida, Araneae). – Abhandlungen des Naturwissenschaftlichen Vereins in Hamburg, (NF) 27. 91 pp.
- Hänggi A., Stöckli E. & Nentwig W. (1995): Lebensräume Mitteleuropäischer Spinnen. – Miscellanea Faunistica Helvetiae 4:1-460.
- Kreuels M. & Platen R. (1999): Rote Liste der gefährdeten Webspinnen (Arachnida: Araneae) in Nordrhein-Westfalen mit Checkliste und Angaben zur Ökologie der Arten. – LÖBF-Schriftenreihe 17.
- Löffler, H. (1982): Der Seewinkel. Die fast verlorene Landschaft. Niederösterreichisches Pressehaus. St.Pölten, Wien.
- Matveinen-Huju K. (2004): Habitat affinities of 228 boreal Finnish spiders: a literature review. Entomol. Fennica 15: 149–192.
- Milasowszky N. & Waitzbauer W. (2008): Die Spinnenfauna (Arachnida, Araneae) beweideter und unbeweideter Trockenrasen und Salzwiesen im Nationalpark Neusiedler See-Seewinkel (Burgenland, Österreich). – Abhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft 37: 107-124.
- Milasowszky N. & Zulka K.P. (1994): Laufkäfer- und Spinnenzönosen der Salzlacken im Seewinkel als Grundlage für die Naturschutzarbeit. Bericht im Auftrag des Bundesministeriums für Wissenschaft und Kunst und dem Amt der Burgenländischen Landesregierung, 174 S.
- Milasowszky N. (2006): Spinnen. – In: Oberleitner, I., Wolfram, G., Achatz-Blab, A. (Red.). Salzlebensräume in Österreich. Umweltbundesamt, Wien, 127-129.
- Milasowszky N., Agnezy S., Hepner M. & Waitzbauer W. (2008): Die Spinnenfauna (Arachnida, Araneae) des Seedammes im Nationalpark Neusiedler See-Seewinkel (Burgenland, Österreich). – Abhandlungen der Zoologisch-Botanischen Gesellschaft 37: 93-105.
- Zerbe, S. & Wiegler, G. (2009): Einführung in die Restaurationsökologie. – In: Zerbe, S. & Wiegler, G. (Hrsg.). Renaturierung von Ökosystemen in Mitteleuropa, 1-21, Spektrum Akademischer Verlag Heidelberg.
- Zulka K.P., Eder E., Höttinger H. & Weigand, E. (2005): Einstufungskonzept. – In: Zulka, K.P. (Red.): Rote Liste gefährdeter Tiere Österreichs. Grüne Reihe des Lebensministeriums Band 14/1: 11-44.
- Zulka K.P. & Milasowszky N. (1998): Conservation problems in the Neusiedler See-Seewinkel National Park, Austria: an arachnological perspective. – In: Selden P.A. (ed). Proceedings of the 17th European Colloquium of Arachnology, Edinburgh 1997: 331-336.
- Zulka K.P., Milasowszky N. & Lethmayer C (1997): Spider biodiversity potential of an ungrazed and a grazed inland salt meadow in the national park 'Neusiedler See-Seewinkel' (Austria): implications for management (Arachnida: Araneae). – Biodiversity & Conservation 6: 75-88.

## **Laufkäfer**

Autor: Klaus Peter Zulka

Entwicklung eines Erhaltungskonzepts für die Seewinkel-Lacken zur Bewahrung seltener und Seewinkel-typischer Laufkäfer.

Auswertung und Interpretation des Seewinkel-Projekts von 1993–1994, Zusammenfassung und Leitbild-orientierte Auswertung des Endberichts (Milasowszky & Zulka 1994)

## **Ausgangspunkt**

Der Seewinkel ist das am weitesten nordwestlich gelegene Alkali-Binnenlandsalzstellengebiet Eurasiens. Mit dem Seewinkel nimmt Österreich Anteil an einer Fauna, die ihren Verbreitungsschwerpunkt in den südasiatischen Steppengebieten hat. Viele mediterran und pannonisch verbreitete Arten erreichen im Seewinkel ihre äußerste Verbreitungsgrenze. Der Seewinkel ist deshalb von herausragender tiergeographischer und naturschutzbiologischer Bedeutung; das nicht nur, aber auch für Laufkäfer.

Eine Reihe spezialisierter einheimischer Laufkäfer ist an salzhaltige Böden gebunden. Salzhaltige Böden erleichtern wegen ihrer Bindigkeit das Graben von Erdröhren und schließen wegen ihrer extremen osmotischen Bedingungen Konkurrenten aus. Mesophile Arten können hohe Salzgehalte und hohe pH-Werte im Boden nicht ertragen (Zulka 2006). Für die spezialisierten einheimischen Käferarten stellt der Seewinkel das wichtigste Vorkommensgebiet innerhalb Österreichs dar und eines der wichtigsten Vorkommensgebiete in Mitteleuropa (Zulka 2006).

Seit dem Bau des Zweierkanals hat sich jedoch die Naturschutzsituation des Seewinkels immer weiter verschlechtert (Zulka et al. 2006). Die ursprüngliche Salzlackenfläche ist sehr stark zurückgegangen, viele der verbliebenen Lacken sind nur mehr im Frühjahr wasserführend und trocknen im Laufe des Jahres aus, was dazu führt, dass das Salz ausgewaschen wird und der Salzgehalt im Oberboden absinkt.

Salz ist aber klarerweise nicht der einzige Habitatfaktor im Seewinkel. Viele Salzlacken sind von Feuchtwiesen oder Trockenrasen umgeben, die ihrerseits besondere Habitatelemente darstellen. Es stellt sich also die Frage, welche Richtung die Lebensräume des Seewinkels am

besten entwickelt werden sollten. Sind möglichst hohe Salzgehalte im Boden anzustreben? Ist die Bodenfeuchtigkeit entscheidend? Optimieren die Beweidungsprojekte, die in der Region bereits stattgefunden haben, tatsächlich die Habitatsituation für besonders schutzwürdige Laufkäfergesellschaften?

## **Methode**

Die vorliegende Auswertung stützte sich auf die Untersuchung der Jahre 1993 und 1994. Damals wurden an 60 Salzlackenstandorten während verschiedener Lacken-Austrocknungsphasen die epigäischen Bodenarthropoden mit Fallen beprobt. Außerdem wurden Umweltdaten zur jeweiligen Fangsituation erhoben (Milasowszky & Zulka 1994). Das ermöglicht, das Vorkommen von schutzwürdigen Arten mit bestimmten Umweltvariablen in Beziehung zu setzen.

In der vorliegenden Auswertung wurden sieben Indikatoren des Naturschutzwertes der jeweiligen Carabidenzönose berechnet: die Anzahl von Rote-Liste-Arten, die Individuenzahl von Rote-Liste-Arten (nach den Roten Listen von Franz & Kofler 1983 und Kirschenhofer & Reiser 1994), die Anzahl der salztoleranten und salzstandortsgebundenen Arten, die Individuenzahl dieser salztoleranten und salzstandortsgebundenen Arten (jeweils nach Habitatklassifizierungen aus der Literatur und eigener Einschätzung), die Anzahl und die Individuenzahl der Arten, die in Österreich nur im Seewinkel vorkommen (jeweils nach eigener Verbreitungsdatei) und schließlich einem Artenscore (der Gefährdungsgrad und Habitatpräferenz und regionale Verantwortlichkeit integriert und der mit  $\ln(x+1)$ -transformierten Individuenzahlen gewichtet wurde). Die Fundsituationen wurden nach jeder dieser sieben Parameter in eine Rangfolge gebracht und die Rangzahlen wurden gemittelt. Dieser Mittelwert stellt einen Naturschutzwert-Rangscore der jeweiligen Fundsituation dar; je höher dieser Wert, desto wichtiger ist die erhobene Artenvergesellschaftung für den Naturschutz im Seewinkel.

Um zu ermitteln, unter welchen Umweltbedingungen dieser Naturschutzwert-Rangscore maximiert werden kann, wurden diese Werte mit Umweltfaktoren in Beziehung gebracht: (1) Vegetationshöhe (2) Vegetationsdeckung (3) Wassergehalt im Boden (4) Salzgehalt im Boden. Alle diese vier Parameter sind durch Managementmaßnahmen in gewissem Umfang beeinflussbar; ein Leitbild sollte sich mittels dieser Parameter numerisch umreißen lassen.

## Ergebnisse

Zwischen Vegetationshöhe und Naturschutzwert der Laufkäfergesellschaft besteht kein signifikanter Zusammenhang (Abb. 2). Laufkäfergesellschaften mit schutzwürdigen Arten kommen sowohl auf kurzrasigen Stellen wie zwischen hochwüchsiger Vegetation vor.

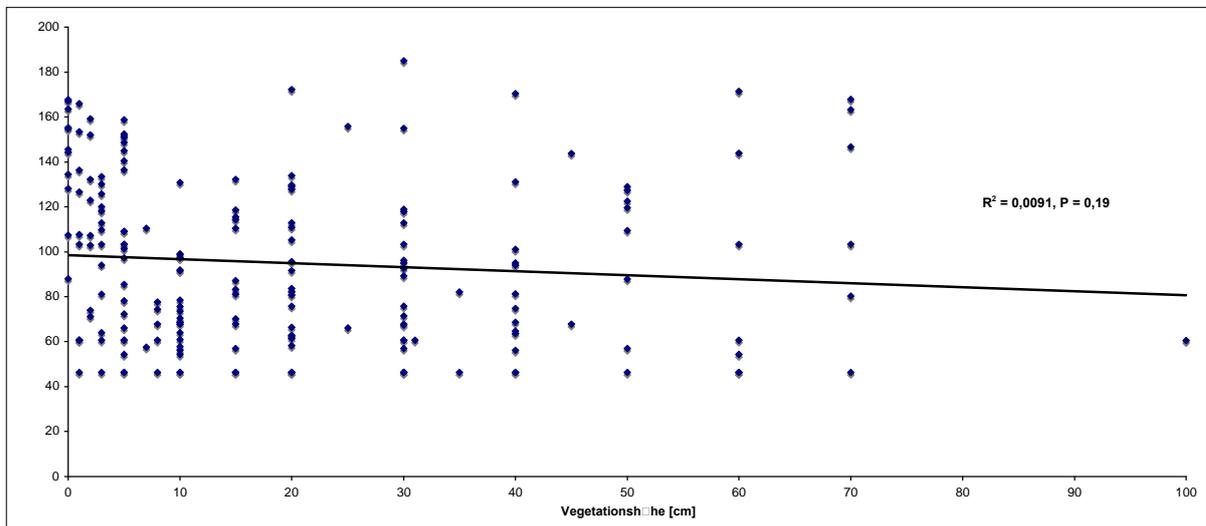


Abb. 1: Beziehung zwischen Vegetationshöhe und Naturschutzwert der Laufkäferzönose bei 189 Fundsituationen (Lackenzonen eines bestimmten Austrocknungsgrads).

Dagegen ist die Vegetationsdeckung signifikant negativ mit dem Naturschutzwert der Laufkäferzönose korreliert. Offene Stellen sind häufiger mit schutzwürdigen Laufkäfergesellschaften assoziiert als dichter bewachsene (Abb. 3).

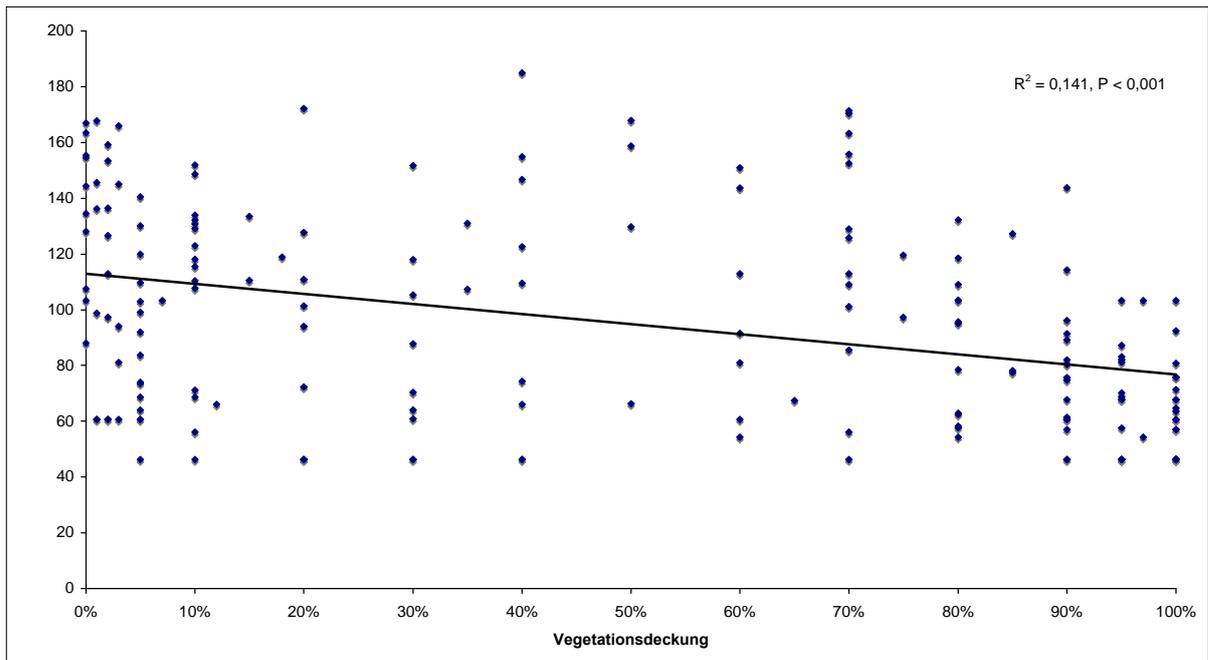


Abb. 3: Beziehung zwischen Vegetationsdeckung (in % der Bodenbedeckung) und Naturschutzwert der Laufkäferzönose bei 189 Fundsituationen (Lackenzonen eines bestimmten Austrocknungsgrads).

Zwischen dem Wassergehalt des Bodens und dem Naturschutzwert der Zönose besteht ebenfalls ein signifikanter Zusammenhang: Je höher der Wassergehalt, desto höher ist der Naturschutzwert der Zönose (Abb. 4).

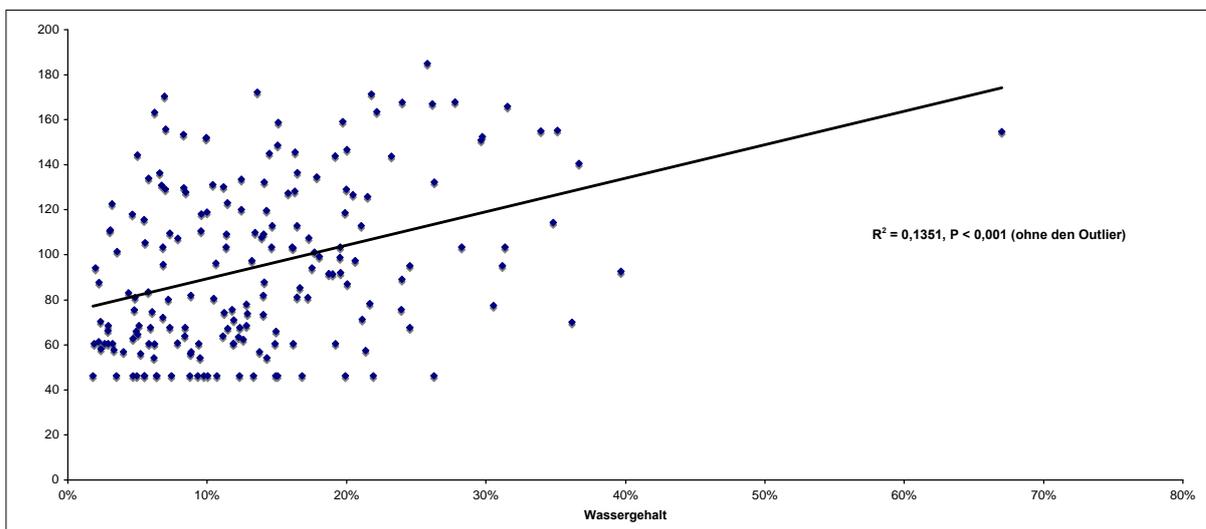


Abb. 4: Beziehung zwischen Wassergehalt des Bodens (in Prozenten des Bodengewichts) und Naturschutzwert der Laufkäferzönose bei 189 Fundsituationen (Lackenzonen eines bestimmten Austrocknungsgrads).

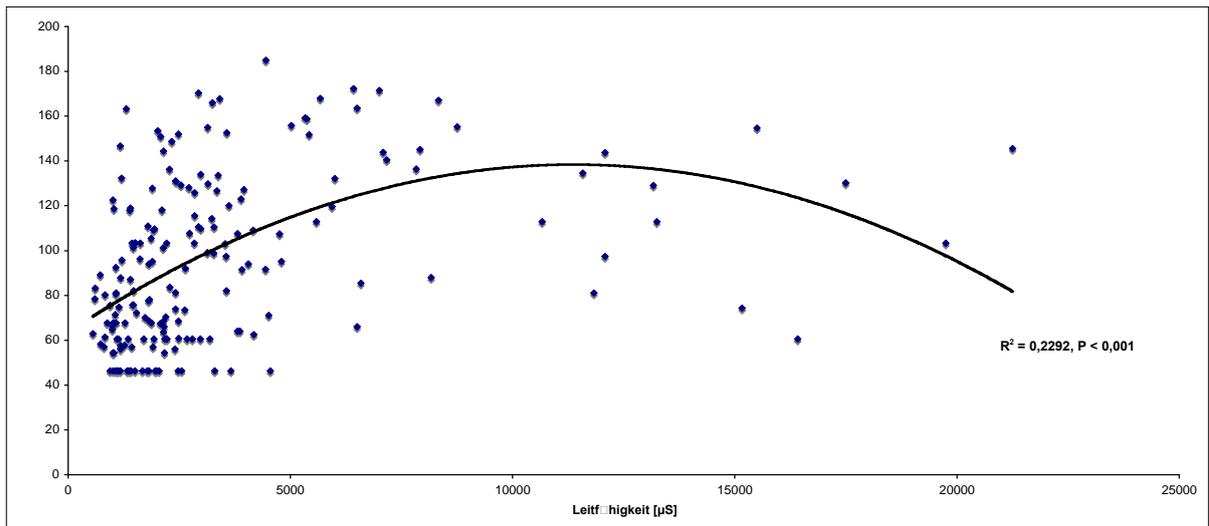


Abb. 5: Beziehung zwischen Salzgehalt des Bodens (gemessen als Leitfähigkeit der Bodensuspension im Wasserauszug) und Naturschutzwert der Laufkäferzönose bei 189 Fundsituationen (Lackenzonen eines bestimmten Austrocknungsgrads).

Am deutlichsten ist der Zusammenhang zwischen dem Salzgehalt des Bodens und der Naturschutzwertigkeit im Falle des Umweltfaktors „Salz“, gemessen anhand der Leitfähigkeit. Hier zeigt sich eine signifikante Optimumsbeziehung mit einem Hochpunkt der Antwortkurve bei etwa 12000  $\mu\text{S}$  (Abb. 5). Das sind relativ hohe Salzwerte, die nur von Salzwerten von Proben übertroffen werden, die an hypersalinen Bodenstellen mit Salzkrusten und Salzausblühungen gezogen worden waren.

Die höchsten Naturschutzwert-Scores wurden dementsprechend an den westlichen Seewinkel-Lacken in den inneren, salzigen Lackenzonen gemessen (Tab. 5):

Tabelle 5: Fundsituationen mit den höchsten Naturschutzwert-Rangscores der Seewinkel-Lacken.

<b>Probepunkt</b>	<b>Datum</b>	<b>Naturschutzwert-Rangscore</b>
Lacke südl. Oberstinkersee 62 B	7.6.1993	184,9
Unterstinkersee 36 B	20.9.1993	172,2
Höllacke 34 B	7.6.1993	171,4
Darscholacke 22 B	23.7.1993	170,4
Lacke südl. Unterstinkersee 54 B	7.6.1993	167,9
Unterstinkersee 36 A	23.7.1993	167,8
Höllacke 34 A	7.6.1993	167,0
Unterstinkersee 36 A	7.6.1993	165,9

<b>Probepunkt</b>	<b>Datum</b>	<b>Naturschutzwert-Rangscore</b>
Oberstinkersee 35 A	7.6.1993	163,5
Moschadolacke 12 A	23.7.1993	163,3
Freiflecklacke 31 A	7.6.1993	159,1
Höllacke 34 B	23.7.1993	158,8
Große Neubruchlacke 25 B	7.6.1993	155,8
Lacke südl. Unterstinkersee 54 A	23.7.1993	155,3
Unterstinkersee 36 B	7.6.1993	154,9
Lacke südl. Unterstinkersee 54 A	7.6.1993	154,6
Obere Fuchslochlacke 26b A	7.6.1993	153,4
Lacke südl. Oberstinkersee 62 C	7.6.1993	152,5
Wörthenlacke 23 B	23.7.1993	152,0
Kirchsee 41 B	7.6.1993	151,7
Lacke südl. Oberstinkersee 62 C	30.4.1994	150,9

### **Schlussfolgerungen für das Leitbild**

Die wertvollsten Gesellschaften bestehen im Bereich der Salzlacken in Situationen hohen Salzgehalts, hoher Bodenfeuchte und bei einer Vegetation mit offenen Stellen (Abb. 6, Abb. 6). Solche Situationen sind an Salzlacken mit hoch anstehendem Grundwasserspiegel und wenig beeinträchtigter hydrologischer Situation zu finden. Wichtig ist dabei, dass die Lacken möglichst lange Zeit im Jahr Wasser führen (vgl. Abb. 7). Trocknet die Lacke aus, dann sind hochgradig schutzwürdige Arten nicht mehr häufig nachzuweisen. Schütterere Vegetation mit vielen offenen Stellen charakterisiert solche Situationen ebenfalls (Abb. 8). Weniger entscheidend ist dagegen die Vegetationshöhe für die Laufkäferfauna. Eine kurze Grasnarbe per se führt noch nicht zu einer hochwertigen Artausstattung. Kurzrasige offene Verhältnisse können allerdings mithelfen, die Aussüßung vieler Seewinkel-Lacken hintan zu halten. Durch die erhöhte Sonneneinstrahlung wird die aufsteigende Grundwasserbewegung und dadurch der Salztransport an die Erdoberfläche gefördert.

Am wichtigsten ist jedoch die Stabilisierung des Grundwasserpegels auf natürlichem Niveau, insbesondere mit hohen Grundwasserständen im Sommer. Es fällt auf, dass unter den Salzlackensituationen mit den höchsten Naturschutzwertigkeiten solche mit einer stabilisierten hydrologischen Situation waren (Unterstinker, Lacke südlich Oberstinker, Moschadolacke, Darscholacke). Eine Reparatur der hydrologischen Situation, insbesondere in der Gegend der östlichen Salzlacken, wäre daher von herausragender Bedeutung für die Verbesserung des Erhaltungszustands gefährdeter Laufkäfer-Arten.



Abb. 6: Lacke südl. Oberstinkersee, beherbergt die Laufkäferfauna mit dem höchsten Naturschutzwert, Übergang Puccinellietum zu offenen Uferbereichen.



Abb. 7: Feuchte salzreiche Uferzone mit Halophyten am Unterstinkersee, Hoher Naturschutzwert-Rangscore der Laufkäferfauna.



Abb. 8: Darscholacke, Zone B, beherbergt ebenfalls eine Laufkäferfauna mit hohem Naturschutzwert-Rangscore. Charakteristisch ist das Mosaik von halophiler Vegetation, einem sumpfigen feuchten Boden sowie offenen Stellen mit Salzausblühungen. Ein Naturschutzleitbild für die Salzlacken des Seewinkels sollte darin bestehen, Habitatsituationen wie diese hier gezeigte anstreben und zu fördern.

## Literatur

- Franz, H. & Kofler, A. (1983) Rote Liste der in Österreich gefährdeten Käferarten (Coleoptera) – Hauptteil. Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. (Hrsg. J. Gepp), pp. 85-122. Bundesministerium für Gesundheit und Umweltschutz, Wien.
- Kirschenhofer, E. & Reiser, P. (1994) Teil Carabidae in Rote Liste der gefährdeten Käfer Österreichs (Hrsg. M. Jäch). Rote Listen gefährdeter Tiere Österreichs. (Hrsg. J. Gepp), pp. 111-120. Styria, Graz.
- Milasowszky, N. & Zulka, K. P. (1994): Laufkäfer- und Spinnenzönosen der Salzlacken im Seewinkel als Grundlage für die Naturschutzarbeit. – Unveröffentlichte Studie im Auftrag des Bundesministeriums für Wissenschaft und Forschung und dem Amt der Burgenländischen Landesregierung, 174 pp.
- Zulka, K. P., Mazzucco, K., Korner, I., Holzer, T., Sauberer, N., Danihelka, J., Schlick-Steiner, B., Steiner, F. M. & Wolfram, G. (2006): Gefährdung und Schutz der Salzlebensräume. In: Oberleitner, I., G. Wolfram, A. Achatz-Blab (Red.), Salzlebensräume in Österreich., Umweltbundesamt: Wien, 169-194.
- Zulka, K. P. (2006). Laufkäfer. In: I. Oberleitner, Wolfram, G. & Achatz-Blab, A. (Red.), Salzlebensräume in Österreich., Umweltbundesamt, Wien, pp. 153-168.

## **Resumee**

Das **primäre Ziel** des Salzlackenmanagements in Nationalpark Neusiedlersee-Seewinkel sollte eine **Renaturierung des Salzlebensraumes** im Hinblick auf seinen natürlichen (Grund)Wasserhaushalt (mit hohen Grundwasserständen und starken Salzausblühungen insbesondere im Sommer) und die historische Nutzungsgeschichte der Salzlackenufer, d.h. „die Wiederherstellung des vom Menschen durch Nutzung geschaffenen Ökosystems bzw. Landschaftselements“ (siehe Zerbe & Wiegler 2009) sein

Um dieses Ziel der (Wieder-)Herstellung des Leitbilds sowohl einer natürlichen Salzlackendynamik als auch einer historischen Kulturlandschaft zu erreichen, sollte im Nationalpark neben der Beweidung der Lackenufer auch eine nachhaltige Sicherung der Grundwasserdynamik und des damit verbundenen Salzhaushaltes angestrebt werden.

Die **Wiederherstellung natürlicher Grundwasserdynamik und extensiv genutzter Uferbereiche** hilft bei der nachhaltigen Sicherung lebensraumtypischer Arten entweder auf feucht-nassen alkalischen Salzstandorten oder auf nährstoffarmen flachgründigen Böden mit geringer Wasserhaltefähigkeit.

Dem Leitbild einer historischen Nutzung der Salzlackenufer als Hutweidegebiet wird bereits stellenweise im Nationalpark Rechnung getragen. Für die nachhaltige Sicherung des Grundwasser- und Salzhaushaltes kann man dies leider nicht behaupten!

# Erhebung des aktuellen ökologischen Zustandes sowie Entwicklung eines umfassenden individuellen Erhaltungskonzeptes der Lacken des Seewinkels

## Modul Wanzen (Insecta: Heteroptera)

„Unter den Biotopen, welche die interessanten Arten beherbergen, sind in erster Linie die Salzlacken am Ostufer des Sees zu nennen. Hier liegt ein Gebiet vor, das in seiner Eigenart wohl einmalig ist“  
(WAGNER 1965)

### 0. Vorbemerkung

Ziel des vorliegenden Berichtes ist die Zusammenstellung veröffentlichter und unveröffentlichter Daten zu Wanzen an den Lacken des Seewinkels. Eine gezielte Untersuchung der Wanzenfauna der einzelnen Lacken hat bisher nicht stattgefunden. Die vorliegenden Daten zeigen daher vor allem die bevorzugten Sammelaktivitäten der Entomologen. Das aktuelle Wanzeninventar mehrerer Lacken ist gänzlich unbekannt.

### 1. Einleitung (verändert aus RABITSCH 2011)

Wanzen sind außerordentlich vielfältige Insekten. Es gibt sie in verschiedenen Farben, Formen und Größen und sie leben in den unterschiedlichsten Lebensräumen. Wanzen besitzen eine unvollkommene Verwandlung, das heißt, ihre Larven sehen den erwachsenen Tieren ähnlich und haben häufig auch dieselbe Lebensweise. Es fehlen den Larven nur die Flügel und die Geschlechtsorgane, die am Ende der Larvalentwicklung, bei den meisten Arten nach fünf Larvenstadien, mit der Imaginalhäutung ausgebildet werden. Eine Art-Bestimmung der Larven ist nicht für alle Arten möglich. Die Mundwerkzeuge der Wanzen sind als Stech-Saugrüssel ausgebildet. Sie können daher nur flüssige Nahrung aufnehmen, meist Pflanzensäfte, wobei verschiedene Futterpflanzen genutzt werden. Es gibt monophage Arten, die nur an einer Nahrungspflanze vorkommen und es gibt ausgesprochen polyphage Arten ohne Bindung an bestimmte Wirtspflanzen. Darüber hinaus gibt es räuberische Wanzenarten, die sich von anderen Insekten ernähren, an Pilzhyphen saugende Arten und die blutsaugenden Plattwanzen, zu denen die Bettwanze (*Cimex lectularius*) zählt. Zurzeit sind 900 Wanzenarten für Österreich bekannt (RABITSCH 2005).

Auch die Biologie der Wanzen ist vielfältig. Es gibt Arten, die zu ihrem Schutz täuschend ähnlich Ameisen nachahmen, andere verharren bei Beunruhigung regungslos und sind so kaum von ihrer Umgebung zu unterscheiden und einige Arten betreiben Brutfürsorge oder Brutpflege. Aufgrund ihrer Habitattreue sind Wanzenarten und Wanzengemeinschaften als Deskriptoren für die Qualität und das Naturschutzpotential eines Lebensraumes sowie als Indikatoren für Umweltveränderungen sehr gut geeignet (ACHTZIGER et al. 2007).

### 2. Methoden und Datengrundlage

Ausgewertet wurde ein Großteil der bekannten Wanzenliteratur Österreichs auf Grundlage der Bibliographie der österreichischen Wanzenliteratur (RABITSCH 2006a). Ausgewertet wurden weiterhin unpublizierte Daten des Autors, die im Rahmen der Bearbeitung der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes erhoben wurden (RABITSCH 2008a). Ausgewertet wurden schließlich auch Daten aus Museumssammlungen, die im Rahmen der Bearbeitung der

Chekliste der Wanzen Österreichs (RABITSCH 2005), der Roten Liste der Wanzen Niederösterreichs (RABITSCH 2007) und des Burgenlandes (RABITSCH 2008a) erhoben wurden (Tab. 1).

Einschränkend ist festzuhalten, dass die Fundortabgrenzung historischer Angaben mit Vorbehalt zu verstehen ist und es möglich ist, dass einzelne Tiere auch in größerer Entfernung von den Lacken festgestellt wurde. So wurde zum Beispiel die Fundortangabe „Illmitz, Hölle“ bei MELBER et al. (1991) im vorliegenden Bericht der Hölllacke zugeordnet (vgl. Tab. 2). Die Benennung und Klassifikation der Lacken ist in vielen Fällen stark differenziert, z. B. östliche und westliche Fuchslochlacke oder Oberer, Mittlerer, Südlicher, und Unterer Stinkersee. Diese Differenzierung ist in den Literaturangaben, auf den Fundortetiketten von Belegtieren aber auch bei aktuellen Erhebungen nicht gegeben und verschiedene Lackenbereiche wurden daher in diesem Bericht zusammengefasst (Tab. 2). Nur gezielte Erhebungen könnten derart differenzierte Verbreitungsangaben liefern.

Festzuhalten ist des weiteren, dass an den Lackenstandorten des Seewinkels neben den zum Teil hoch spezialisierten Arten auch euryöke und weit verbreitete Arten zu finden sind, deren Anwesenheit mehr oder weniger zufällig erfasst wird und die keinerlei besonderen Rückschlüsse auf die Habitatqualität zulassen. In der Artenliste sind diese Arten enthalten, für die Formulierung des Leitbildes werden sie jedoch nicht berücksichtigt.

Informationen zur Biologie und Habitatbindung der Wanzenarten wurden aus WACHMANN et al. (2004, 2006, 2007, 2008) und verschiedenen Einzelpublikationen entnommen. Eine Zusammenfassung halophiler Wanzen in Österreich findet sich bei RABITSCH (2006b).

**Tabelle 1:** Abkürzungen der Literaturquellen in den Artenlisten des vorliegenden Berichtes.

Abkürzung	Literaturquelle
H23	HORVÁTH (1923)
F36	FRANZ et al. (1936/1937)
F65	FRANZ (1965)
FB48	FRANZ et al. (1948)
FW61	FRANZ & WAGNER (1961)
W56	WAGNER (1965)
A&H80	ADLBAUER & HEISS (1980)
M	MELBER et al. (1991)
HZ	leg. Herbert Zettel
NM	leg. Norbert Milasowszky
WR	leg. Wolfgang Rabitsch
NHM	Naturhistorisches Museum Wien
ZMUH	Zoologisches Museum Univ Hamburg

**Tabelle 2:** Die ausgewählten Lacken des Seewinkels deren Wanzenfauna in diesem Bericht zusammengefasst wird und die entsprechende Zuordnung der Fundortangaben bei MELBER et al. (1991).

Lackenummer	Lackename	Fundortangabe bei MELBER et al. (1991)
39	Albersee	Il-Sd
19	Apetloner Maierhoflacke	
47	Arbesthaulacke Westliche	
235	Arbesthaulacke Ostteil Bootskanal	
235	Arbesthaulacke Westteil	

90	Auerlacke	
12	Baronlacke (Moschadolacke)	
28	Birnbaumlacke	II-BI
22	Darscho	Ap-Ws
26	Fuchslochlacke östliche	Ap-FI
26	Fuchslochlacke westliche	
11	Götschlacke	
11	Götschlacke östl. Wiesengürtel	
25	Große Neubruchlacke (Obere Halbjochlacke)	Ap-NI
43	Herrnsee	
34	Hölllacke Obere	II-Hö
52	Hölllacke Untere	
48	Hutweidenlacke Östliche	
24	Hutweidenlacke Westliche	
40	Illmitzer Zicksee Südzugang	II-ZI
41	Kirchsee	II-Ks
74	Kleine Neubruchlacke	
74	Kleine Neubruchlacke dotierter Westbereich	
57	Krautingsee	
32	Kühbrunnlacke	Ap-KI
60	Lacke östlich oberer Stinkersee	
29	Lacke südöstlich Birnbaumlacke	
77	Lacke westlich Stundlacke	
14	Lange Lacke Pegel	Ap-LI
45	Legerilacke	
20	Martentau Fischteich	
20	Martentau nördlich Fischteich	
20	Martentau südlich Fischteich	
	Martinhoflacke Nördliche (Krainerlacke)	
16	Martinhoflacke Südliche	
233	Mittersee	
	Neusiedler See Illmitz Seebad	II-Se
30	Ochsenbrunnlacke	II-OI
56	Runde Lacke	
	Schilfgürtel Seezufahrt Illmitz	
68	Schrändlsee Unterer	II-Sch
31	Sechsmahdlacke	
54	Silbersee südlicher	
270	St. Andräer Zicksee	An-Zs
62	Stinkersee Mittlerer	II-St
35	Stinkersee Oberer	
35	Stinkersee Oberer Nordteil	
38	Stinkersee Südlicher	
36	Stinkersee Unterer	
27	Stundlacke	

8	Szerdahelyer Lacke altes Loch	Ap-SI
8	Szerdahelyer Lacke neues Jägerloch	
232	Tegeluferlacke	
18	Weißsee Unterer	Ap-WB
49	Wörthenlacke Östliche	
23	Wörthenlacke Westliche	
21	Xixsee Nordzugang vom Darscho	Ap-Xs
21	Xixsee Südzugang Jägerschneise	
21	Xixseekanal Wallerner Straße	

### 3. Ergebnisse

#### 3.1. Artenlisten der einzelnen Lacken

Reihenfolge der Familien nach RABITSCH (2005). Reihenfolge der Arten alphabetisch. Die vollständigen wissenschaftlichen Namen der Wanzenarten und ihre Einstufung in der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes (RABITSCH 2008a) befinden sich im Anhang. Rote Liste Arten (CR, EN, VU, NT) sind **rot** oder (DD) **fett** gedruckt; Leitarten der Salzlacken (vgl. Kap. 4.1) sind unterstrichen gedruckt.

#### Albersee

Hebridae: **Hebrus ruficeps** (M)

Saldidae: *Chartoscirta cincta*, *Saldula pallipes*, **Saldula pilosella**, *Saldula saltatoria* (M)

Tingidae: **Agramma atricapillum**, *Dictyla rotundata*, *Kalama tricornis* (M)

Miridae: *Adelphocoris lineolatus*, *Adelphocoris seticornis*, *Apolygus lucorum*, *Chlamydatus pulicarius*, *Chlamydatus pullus*, *Halticus apterus*, *Lygus gemellatus*, *Lygus rugulipennis*, *Notostira elongata*, *Omphalonotus quadriguttatus*, *Orthotylus flavosparsus*, *Phytocoris insignis*, *Polymerus unifasciatus*, *Trigonotylus caelestialium* (M); *Polymerus brevicornis* (FW61, F65, WR)

Nabidae: *Nabis pseudoferus*, *Prostemma aeneicolle* (M); *Prostemma aeneicolle* (NM)

Reduviidae: *Coranus subapterus* (M)

Aradidae: **Aradus distinctus** (NM); *Aradus ribauti* (WR)

Lygaeidae: *Beosus maritimus*, *Cymus clavicularis*, *Cymus melanocephalus*, *Dimorphopterus spinolae*, *Emblethis verbasci*, *Geocoris grylloides*, *Graptopeltus lynceus*, **Henestaris halophilus**, *Holcocranum saturejae*, *Ischnocoris hemipterus*, *Nysius senecionis*, *Oxycarenus pallens*, *Peritrechus geniculatus*, *Peritrechus nubilus*, *Pterotmetus staphyliniformis*, *Rhyparochromus vulgaris*, *Scolopostethus affinis*, *Stygnocoris rusticus*, *Trapezonotus arenarius*, *Tropistethus holosericus* (M); *Pterotmetus staphyliniformis*, *Stygnocoris fuligineus* (FW61, F65); **Pionosomus opacellus**, **Tropidophlebia costalis** (WR)

Piesmatidae: **Parapiesma quadratum** (M)

Berytidae: *Berytinus clavipes*, **Berytinus geniculatus** (M)

Pyrrhocoridae: *Pyrrhocoris marginatus* (FB48, FW61, F65)

Alydidae: *Alydus calcaratus* (M)

Coreidae: **Aradus fallenii** (WR)

Rhopalidae: *Brachycarenus tigrinus*, *Chorosoma schillingii*, *Myrmus miriformis*, *Stictopleurus punctatonevrosus* (M); *Chorosoma schillingii* (NHM)

Cydnidae: *Tritomegas sexmaculatus* (M)

Scutelleridae: *Odontoscelis fuliginosa* (M)

Pentatomidae: *Sciocoris cursitans* (F36, FW61, F65, M); *Aelia acuminata*, *Dolycoris baccarum*, *Eurydema oleracea*, *Neottiglossa pusilla*, *Pentatoma rufipes* (M); ***Antheminia lunulata*** (WR)

### **Apetloner Maierhoflacke**

keine Daten

### **Arbesthauacke, Westliche & Ostteil Bootskanal & Westteil**

keine Daten

### **Auerlacke**

keine Daten

### **Baronlacke (Moschadolacke)**

keine Daten

### **Birnbaumlacke**

Nepidae: *Nepa cinerea*, *Ranatra linearis* (GLATZ 1976)

Corixidae: *Paracorixa concinna*, *Sigara lateralis* (GLATZ 1976); *Cymatia rogenhoferi* (HZ)

Naucoridae: *Ilyocoris cimicoides* (GLATZ 1976)

Saldidae: *Saldula pallipes* (M)

Tingidae: *Acalypta gracilis*, ***Agramma atricapillum***, *Agramma confusum*, *Kalama tricornis* (M)

Miridae: *Adelphocoris lineolatus*, *Amblytylus nasutus*, *Atomoscelis onusta*, *Chlamydatus pulicarius*, *Chlamydatus pullus*, ***Conostethus hungaricus***, *Hallodapus montandoni*, *Lygus rugulipennis*, *Notostira elongata*, *Omphalonotus quadriguttatus*, *Orthotylus flavosparsus*, *Phytocoris insignis*, *Polymerus vulneratus*, *Systellonotus triguttatus*, *Trigonotylus caelestialium* (M)

Nabidae: ***Himacerus boops***, *Nabis ferus*, *Nabis pseudoferus* (M)

Anthocoridae: *Orius niger* (M)

Lygaeidae: *Beosus maritimus*, *Dimorphopterus spinolae*, *Geocoris ater*, *Geocoris dispar*, *Geocoris grylloides*, *Graptopeltus lynceus*, ***Henestaris halophilus***, *Megalonotus sabulicola*, *Metopoplax origani*, *Nysius senecionis*, *Nysius thymi*, *Ortholomus punctipennis*, *Peritrechus geniculatus*, *Pterotmetus staphyliniformis*, *Raglius alboacuminatus*, *Stygnocoris fuliginus*, *Stygnocoris rusticus*, *Trapezonotus arenarius*, *Xanthochilus quadratus* (M); *Geocoris ater* (FW61, F65); ***Henestaris halophilus*** (HZ)

Berytidae: ***Berytinus montivagus*** (M)

Alydidae: *Alydus calcaratus* (M)

Rhopalidae: *Chorosoma schillingii*, *Myrmus miriformis* (M)

Pentatomidae: *Aelia acuminata*, ***Antheminia varicornis***, *Carpocoris fuscispinus*, *Neottiglossa leporina*, *Neottiglossa pusilla*, *Sciocoris distinctus* (M)

### **Darscho**

Corixidae: *Micronecta scholtzi*, *Paracorixa concinna*, *Sigara lateralis* (M); ***Corixa panzeri***, *Cymatia rogenhoferi*, *Paracorixa concinna*, *Sigara lateralis* (HZ)

Hebridae: ***Hebrus pusillus*** (M)

Veliidae: *Microvelia reticulata* (M)

Saldidae: *Saldula arenicola*, *Saldula pallipes*, ***Saldula pilosella*** (M); ***Saldula palustris*** (HZ)

Tingidae: ***Agramma atricapillum***, *Dictyla echii*, *Dictyla rotundata* (M)

Miridae: Acetropis carinata, Adelphocoris seticornis, **Amblytylus concolor**, Apolygus lucorum, Calocoris norwegicus, Capsus ater, **Conostethus hungaricus**, Europiella albipennis, Hallodapus montandoni, Leptopterna dolabrata, Lygus gemellatus, Lygus rugulipennis, Notostira erratica, Orthotylus flavosparsus, Polymerus brevicornis, Polymerus vulneratus, Stenodema calcaratum, Systellonotus triguttatus, Trigonotylus caelestialium (M)

Nabidae: Nabis ferus, **Nabis lineatus**, Nabis pseudoferus, Nabis rugosus (M)

Anthocoridae: Anthocoris nemoralis, Orius minutus, Orius niger (M)

Reduviidae: Metapterus linearis (M)

Lygaeidae: **Acompus pallipes**, Beosus maritimus, Cymus melanocephalus, Dimorphopterus spinolae, Geocoris grylloides, Graptopeltus lynceus, **Henestaris halophilus**, Heterogaster artemisiae, Lamprodema maura, Megalonotus sabulicola, Metopoplax origani, Ortholomus punctipennis, Oxycarenus pallens, Platylax salviae, Rhyparochromus pini, Sphragisticus nebulosus, Stygnocoris fuliginus, Stygnocoris rusticus, Trapezonotus arenarius, Tropistethus holosericus (M)

Piesmatidae: **Parapiesma quadratum**, Piesma capitatum, Piesma maculatum (M)

Berytidae: Berytinus clavipes (M)

Coreidae: Bathysolen nubilus (M)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis, Rhopalus conspersus, Stictopleurus abutilon, Stictopleurus crassicornis, Stictopleurus punctatonevrosus (M)

Scutelleridae: Eurygaster austriaca, Eurygaster maura, Eurygaster testudinaria (M)

Pentatomidae: Aelia acuminata, **Anthemina varicornis**, Dolycoris baccarum, Graphosoma lineatum, Neottiglossa pusilla, Podops inunctus, Sciocoris distinctus (M)

### **Fuchslotchlacke östliche & Fuchslotchlacke westliche**

Naucoridae: Ilyocoris cimicoides (HZ)

Saldidae: **Salda muelleri**, Saldula arenicola, **Saldula pilosella** (M)

Tingidae: **Agramma atricapillum**, Agramma confusum, Catoplatus fabricii (M); Dictyla rotundata (HZ)

Miridae: Acetropis carinata, Amblytylus nasutus, Capsus ater, Charagochilus gyllenhalii, **Conostethus hungaricus**, Criocoris sulcicornis, Hallodapus montandoni, Lygus rugulipennis, Megalocoleus molliculus, Notostira elongata, Omphalonotus quadriguttatus, Orthocephalus vittipennis, Orthops campestris, Orthotylus flavosparsus, Phytocoris insignis, Phytocoris varipes, Polymerus brevicornis, Polymerus unifasciatus, Stenodema calcaratum, Stenotus binotatus, Systellonotus triguttatus, **Teratocoris antennatus**, Trigonotylus caelestialium, **Trigonotylus pulchellus** (M)

Nabidae: Nabis ferus, **Nabis lineatus**, Nabis punctatus, Prostemma aeneicolle, Prostemma guttula (M)

Anthocoridae: Orius majusculus, Orius niger, **Temnostethus dacicus** (M)

Reduviidae: Coranus subapterus, Metapterus caspicus (M)

Lygaeidae: Aphanus rolandri, Beosus maritimus, Cymus glandicolor, Cymus melanocephalus, Dimorphopterus spinolae, Emblethis denticollis, Geocoris ater, Geocoris dispar, Geocoris grylloides, **Henestaris halophilus**, Metopoplax origani, Nysius thymi, Ortholomus punctipennis, Peritrechus gracilicornis, Peritrechus nubilus, Pterotmetus staphyliniformis, Sphragisticus nebulosus, Stygnocoris fuliginus (M)

Piesmatidae: **Parapiesma quadratum** (M)

Alydidae: Alydus calcaratus (M)

Coreidae: Coriomeris denticulatus, Syromastes rhombeus (M)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis (M)

Stenocephalidae: Dicranocephalus agilis (M)

Plataspidae: Coptosoma scutellatum (M)

Cydnidae: *Legnotus picipes* (M)

Thyreocoridae: *Thyreocoris scarabaeoides* (M)

Scutelleridae: *Eurygaster testudinaria* (M)

Pentatomidae: *Aelia acuminata*, [Antheminia varicornis](#), *Neottiglossa leporina*, *Neottiglossa pusilla*, *Podops inunctus*, *Sciocoris distinctus*, *Sciocoris microphthalmus*, [Vilpianus galii](#), (M); [Antheminia varicornis](#) (W65)

### **Götschlacke**

keine Daten

### **Große Neubruchlacke (Obere Halbjochlacke)**

Corixidae: *Callicorixa praeusta*, *Cymatia rogenhoferi*, *Hesperocorixa linnaei*, *Paracorixa concinna*, *Sigara lateralis*, *Sigara striata* (M); *Cymatia rogenhoferi*, *Paracorixa concinna* (HZ)

Gerridae: *Gerris thoracicus* (M)

Saldidae: *Saldula opacula*, [Saldula pilosella](#) (M); *Saldula arenicola*, [Saldula palustris](#), [Saldula pilosella](#) (HZ)

Tingidae: [Agramma atricapillum](#), *Agramma confusum*, *Kalama tricornis* (M)

Miridae: *Chlamydatus pulicarius*, *Chlamydatus pullus*, ***Compsidolon pumilum***, *Europiella albipennis*, *Hallodapus montandoni*, *Lygus gemellatus*, *Lygus pratensis*, *Lygus rugulipennis*, *Notostira elongata*, *Omphalonotus quadriguttatus*, *Orthops kalmii*, *Orthotylus flavosparsus*, [Orthotylus schoberiae](#), *Polymerus vulneratus*, *Trigonotylus caelestialium*, [Trigonotylus pulchellus](#) (M)

Nabidae: [Himacerus boops](#), *Nabis ferus*, *Nabis pseudoferus* (M); [Prostemma sanguineum](#) (HZ)

Anthocoridae: *Orius niger*, *Lytocoris campestris* (M)

Reduviidae: *Coranus subapterus* (M)

Lygaeidae: *Beosus maritimus*, *Cymus melanocephalus*, *Emblethis denticollis*, *Geocoris ater*, *Geocoris dispar*, *Geocoris grylloides*, *Graptopeltus lynceus*, [Henestaris halophilus](#), *Metopoplax origani*, *Nysius senecionis*, *Ortholomus punctipennis*, *Oxycarenum pallens*, *Peritrechus gracilicornis*, *Rhyparochromus vulgaris*, *Scolopostethus thomsoni*, *Sphragisticus nebulosus*, *Stygnocoris rusticus*, *Xanthochilus quadratus* (M)

Piesmatidae: [Parapiesma quadratum](#), *Piesma capitatum*, *Piesma maculatum* (M)

Alydidae: *Alydus calcaratus* (M)

Rhopalidae: *Brachycarenum tigrinus*, *Chorosoma schillingii*, *Myrmus miriformis* (M)

Pentatomidae: [Antheminia varicornis](#), *Podops inunctus*, [Sciocoris sulcatus](#) (M)

### **Herrnsee**

keine Daten

### **Hölllacke Obere & Untere**

Hebridae: [Hebrus pusillus](#) (M)

Hydrometridae: *Hydrometra stagnorum* (M)

Gerridae: *Aquarius paludum*, *Gerris thoracicus* (M)

Saldidae: *Saldula arenicola*, [Saldula melanoscela](#), [Saldula pilosella](#) (M); *Saldula pallipes* (FW61, F65)

Tingidae: *Acalypta gracilis*, [Agramma atricapillum](#), *Agramma confusum*, *Copium clavicorne*, *Dictyla echii*, *Dictyla rotundata* (M)

Miridae: *Adelphocoris seticornis*, [Conostethus hungaricus](#), *Europiella albipennis*, *Hallodapus montandoni*, *Lygus rugulipennis*, *Notostira elongata*, *Notostira erratica*, *Omphalonotus quadriguttatus*, [Oncotylus setulosus](#), *Orthops basalis*, *Phytocoris insignis*, *Polymerus*

- vulneratus, Trigonotylus caelestialium (M); Lygus gemellatus, [Orthotylus schoberiae](#) (FW61, F65); Polymerus vulneratus (H23, FW61, F65)
- Nabidae: [Himacerus boops](#), [Nabis lineatus](#), Nabis pseudoferus, Prostemma aeneicolle, Prostemma guttula (M); [Prostemma sanguineum](#) (A&H80)
- Anthocoridae: Orius minutus (M)
- Reduviidae: **Empicoris culciformis**, Coranus kerzhneri, Coranus subapterus, Metapterus caspicus, Metapterus linearis (M); Coranus kerzhneri (SCHUSTER 1989)
- Lygaeidae: Aellopus atratus, Beosus maritimus, Cymus claviculus, Cymus melanocephalus, Dimorphopterus spinolae, [Emblethis ciliatus](#), Emblethis denticollis, Emblethis griseus, Emblethis verbasci, Geocoris grylloides, [Henestaris halophilus](#), Heterogaster artemisiae, Ischnocoris hemipterus, Ischnodemus sabuleti, [Lygaeosoma sardeum](#), Metopoplax origani, Nysius cymoides, Nysius thymi, Oxycarenum pallens, Peritrechus geniculatus, Peritrechus nubilus, [Pionosomus opacellus](#), Pterotmetus staphyliniformis, Rhyarochromus vulgaris, Scolopostethus affinis, Sphragisticus nebulosus, Stygnocoris fuliginosus, Stygnocoris rusticus, Stygnocoris sabulosus, Trapezonotus arenarius, [Tropidophlebia costalis](#), Xanthochilus quadratus (M); [Henestaris halophilus](#) (MACHURA 1935a); Nysius thymi, Peritrechus gracilicornis (FW61, F65)
- Piesmatidae: [Parapiesma quadratum](#) (M)
- Berytidae: Berytinus clavipes, [Berytinus geniculatus](#), Berytinus minor (M)
- Pyrrhocoridae: Pyrrhocoris marginatus (M)
- Alydidae: Alydus calcaratus (M)
- Coreidae: [Arenocoris fallenii](#), Bathysolen nubilus, Coriomeris denticulatus (M)
- Rhopalidae: Brachycarenum tigrinus, Myrmus mirifomis, Rhopalus conspersus, Rhopalus parumpunctatus, Rhopalus subrufus (M)
- Cydnidae: Cydnus aterrimus, Tritomegas bicolor (M)
- Scutelleridae: Eurygaster maura, Odontoscelis fuliginosa, Odontotarsus purpureolineatus (M)
- Pentatomidae: [Anthemina lunulata](#), Carpocoris pudicus, Eurydema oleracea, Neottiglossa leporina, Palomena prasina, Peribalus strictus, Piezodorus lituratus, Podops inunctus, Sciocoris cursitans, [Vilpianus galii](#) (M)

## Hutweidenlacke Östliche & Westliche

keine Daten

## Illmitzer Zicksee Südzugang

- Tingidae: [Agramma atricapillum](#), Agramma confusum, Catoplatus carthusianus (M)
- Miridae: Adelphocoris lineolatus, Deraeocoris lutescens, Hallodapus montandoni; Lygus pratensis, Lygus rugulipennis, Macrotylus herrichi, Omphalonotus quadriguttatus, Orthops kalmii, [Orthotylus schoberiae](#), Phytocoris insignis, Pilophorus perplexus, Polymerus vulneratus, Stenodema calcaratum, Trigonotylus caelestialium (FW61, F65); Plagiognathus bipunctatus (W65, A&H80); [Solenoxyphus fuscovenosus](#) (W65); [Conostethus hungaricus](#) (H23, MACHURA 1935a, F36, FW61, F65)
- Nabidae: [Himacerus boops](#), [Nabis lineatus](#), Nabis ferus, Nabis pseudoferus, Nabis punctatus, Nabis rugosus, Prostemma aeneicolle, Prostemma guttula (M)
- Anthocoridae: Anthocoris minki, Orius majusculus (M)
- Reduviidae: Coranus kerzhneri, Coranus subapterus, Metapterus caspicus (M)
- Lygaeidae: Dimorphopterus spinolae, Emblethis denticollis, Emblethis verbasci, Geocoris ater, Geocoris grylloides, [Henestaris halophilus](#), Ischnocoris hemipterus, Lamprodema maura, Megalonotus sabulicola, Metopoplax origani, Nysius senecionis, Nysius cymoides, Oxycarenum pallens, Peritrechus geniculatus, Peritrechus gracilicornis, Peritrechus nubilus, Pterotmetus staphyliniformis, Raglius alboacuminatus, [Scolopostethus lethierryi](#), Sphragisticus nebulosus, Stygnocoris fuliginosus, Stygnocoris rusticus, Trapezonotus

arenarius (M); [Henestaris halophilus](#) (MACHURA 1935a); Geocoris ater (MACHURA 1935a, 1935b, FW61, F65, W65); Lamprodema maura (W65)

Piesmatidae: [Parapiesma quadratum](#) (M)

Berytidae: [Berytinus geniculatus](#) (M)

Coreidae: Bathysolen nubilus (M)

Rhopalidae: Brachycarenum tigrinus, Myrmus miriformis, Stictopleurus punctatonevrosus (M)

Scutelleridae: Eurygaster maura, Eurygaster testudinaria, Odontotarsus purpureolineatus (M)

Pentatomidae: Aelia acuminata, [Antheminia varicornis](#), Graphosoma lineatum, Neottiglossa leporina, Peribalus strictus, Podops inunctus, Rhapsigaster nebulosa (M)

RABITSCH (2008b): [Agramma atricapillum](#), Agramma laetum, Catoplatus carthusianus, Copium clavicorne, Acetropis carinata, Adelphocoris lineolatus, Calocoris roseomaculatus, [Conostethus hungaricus](#), Hallodapus montandoni, Orthotylus flavosparsus, Polymerus vulneratus, Trigonotylus caelestialium, [Trigonotylus pulchellus](#), Orius niger, Nabis rugosus, Emblethis griseus, Emblethis verbaschi, Geocoris ater, [Henestaris halophilus](#), Lamprodema maura, Metopoplax origani, Nysius ericae, Nysius senecionis, Ortholomus punctipennis, Oxycarenum pallens, [Pionosomus opacellus](#), [Stygnocoris similis](#), [Parapiesma quadratum](#), Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis, Canthophorus dubius, Eurygaster testudinaria, Odontotarsus purpureolineatus, Aelia acuminata, Carpocoris purpureipennis, Dolycoris baccarum, Neottiglossa leporina, [Vilpianus galii](#)

### **Kirchsee**

Tingidae: Agramma confusum, Tingis ampliata (M); Kalama tricornis (ZMUH)

Miridae: Hallodapus montandoni, Notostira elongata, Trigonotylus caelestialium (M);

[Solenoxyphus fuscovenosus](#) (W65); [Orthotylus schoberiae](#) (ZMUH)

Lygaeidae: Platyplax salviae (M); [Henestaris halophilus](#) (MACHURA 1935a); Geocoris ater (MACHURA 1935a, 1935b, W65)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis, Stictopleurus abutilon (M)

Scutelleridae: Eurygaster maura (M)

Pentatomidae: [Antheminia varicornis](#) (M, ZMUH)

### **Kleine Neubruchlacke**

keine Daten

### **Krautingsee**

keine Daten

### **Kühbrunnlacke**

Saldidae: Chartoscirta cincta, [Saldula pilosella](#) (M)

Tingidae: [Agramma atricapillum](#) (M)

Miridae: Atomoscelis onusta, Hallodapus montandoni, Lygus rugulipennis, Orthotylus flavosparsus (M)

Lygaeidae: Geocoris ater, [Henestaris halophilus](#), Metopoplax origani (M)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis (M)

Scutelleridae: Eurygaster maura (M)

Pentatomidae: [Antheminia varicornis](#) (M)

### **Lacke östlich oberer Stinkersee**

keine Daten

### **Lacke südöstlich Birnbaumlacke**

keine Daten

### **Lacke westlich Stundlacke**

keine Daten

### **Lange Lacke Pegel**

Nepidae: *Nepa cinerea* (M)

Corixidae: *Sigara lateralis* (NIESER 1969)

Pleidae: *Plea minutissima* (M, NIESER 1969)

Gerridae: *Gerris odontogaster*, *Gerris thoracicus* (M)

Saldidae: *Saldula pallipes*, *Saldula saltatoria* (M)

Miridae: *Chlamydatus pullus* (M); *Conostethus hungaricus* (H23, MACHURA 1935a, F36, FW61, F65)

Nabidae: *Nabis pseudoferus* (M)

Lygaeidae: *Graptopeltus lynceus*, *Henestaris halophilus*, *Metopoplax origani*, *Nysius thymi*, *Ortholomus punctipennis*, *Peritrechus nubilus*, *Pterotmetus staphyliniformis*, *Rhyparochromus vulgaris*, *Spilostethus saxatilis*, *Trapezonotus arenarius*, *Tropidophlebia costalis* (M); *Henestaris halophilus* (MACHURA 1935a); *Geocoris ater* (MACHURA 1935a, 1935b, FW61, F65)

Pyrrhocoridae: *Pyrrhocoris apterus* (M)

Rhopalidae: *Corizus hyosecyami*, *Stictopleurus punctatonevrosus* (M)

Pentatomidae: *Rhaphigaster nebulosa* (M);

### **Legerilacke**

keine Daten

### **Martentau Fischteich & nördlich Fischteich & südlich Fischteich**

keine Daten

### **Martinhoflacke Nördliche (Krainerlacke) & Martinhoflacke Südliche**

keine Daten

### **Mittersee**

keine Daten

### **Neusiedler See Illmitz Seebad (nicht in Anhang 1 inkludiert!)**

Nepidae: *Nepa cinerea* (MACHURA 1935b, FW61, F65, M); *Ranatra linearis* (RIEGER 1974, M)

Corixidae: *Cymatia coleoptrata* (RIEGER 1974, M), *Hesperocorixa linnaei* (RIEGER 1974, M), *Paracorixa concinna* (MACHURA 1935b, FW61, F65), *Sigara nigrolineata* (M), *Sigara striata* (RIEGER 1974, M), *Sigara falleni* (M), *Sigara lateralis* (MACHURA 1935b, FW61, F65, RIEGER 1974)

Naucoridae: *Ilyocoris cimicoides* (MACHURA 1935b, FW61, F65, RIEGER 1974, M)

Pleidae: *Plea minutissima* (RIEGER 1974)

Mesoveliidae: *Mesovelia furcata* (M)

Hebridae: *Hebrus pusillus* (M)

Hydrometridae: *Hydrometra gracilentata* (M)

Veliidae: *Microvelia reticulata* (M)

Gerridae: *Aquarius paludum*, *Gerris argentatus*, *Gerris lacustris*, *Gerris odontogaster* (H23, MACHURA 1935b, FW61, F65, M), *Gerris thoracicus* (MACHURA 1935a, FW61, F65)

## Ochsenbrunnlacke

Saldidae: *Saldula opacula*, *Saldula pilosella* (M)

Tingidae: *Agramma atricapillum*, *Agramma confusum*, *Kalama tricornis* (M)

Miridae: *Acetropis carinata*, ***Amblytylus concolor***, *Amblytylus nasutus*, *Atomoscelis onusta*, *Calocoris norwegicus*, *Chlamydatus pulicarius*, *Chlamydatus pullus*, *Chlamydatus saltitans*, *Conostethus hungaricus*, *Europiella albipennis*, *Hallodapus montandoni*, *Halticus apterus*, *Lopus decolor*, *Lygus rugulipennis*, *Megaloceraea recticornis*, *Myrmecoris gracilis*, *Notostira elongata*, *Omphalonotus quadriguttatus*, *Orthotylus flavosparsus*, *Orthotylus schoberiae*, *Phytocoris insignis*, *Polymerus vulneratus*, *Stenodema calcaratum*, *Systellonotus triguttatus*, *Trigonotylus caelestialium*, *Trigonotylus ruficornis* (M); *Orthotylus schoberiae* (FW61, F65)

Nabidae: *Nabis ferus*, *Nabis lineatus*, *Nabis pseudoferus* (M)

Anthocoridae: *Orius niger* (M)

Reduviidae: *Coranus subapterus*, *Metapterus caspicus* (M)

Lygaeidae: *Beosus maritimus*, *Chilacis typhae*, *Cymus claviculus*, *Cymus melanocephalus*, *Emblethis denticollis*, *Emblethis griseus*, *Emblethis verbasci*, *Geocoris ater*, *Geocoris dispar*, *Geocoris grylloides*, *Graptopeltus lynceus*, *Henestaris halophilus*, *Lygaeus simulans*, *Megalonotus antennatus*, *Megalonotus sabulicola*, *Metopoplax origani*, *Nysius senecionis*, *Nysius thymi*, *Ortholomus punctipennis*, *Peritrechus geniculatus*, *Peritrechus gracilicornis*, *Peritrechus nubilus*, *Pterotmetus staphyliniformis*, *Raglius alboacuminatus*, *Rhyparochromus pini*, *Trapezonotus arenarius*, *Xanthochilus quadratus* (M)

Piesmatidae: *Parapiesma quadratum*, *Piesma maculatum* (M)

Berytidae: *Berytinus clavipes* (M)

Coreidae: *Syromastes rhombeus* (M)

Rhopalidae: *Chorosoma schillingii*, *Myrmus miriformis*, *Stictopleurus abutilon* (M)

Scutelleridae: *Eurygaster maura* (M)

Pentatomidae: *Anthemina varicornis*, *Carpocoris purpureipennis*, *Dolycoris baccarum*, *Podops inunctus*, *Sciocoris distinctus* (M)

## Runde Lacke

keine Daten

## Schilfgürtel Seezufahrt Illmitz

keine Daten

## Schrändlsee Unterer

keine Daten

## Sechsmahdlacke

keine Daten

## Silbersee südlicher

keine Daten

## St. Andräer Zicksee

Nepidae: *Ranatra linearis* (FW61, F65)

Corixidae: *Sigara lateralis* (F36)

Naucoridae: *Ilyocoris cimicoides* (F36)

Gerridae: *Gerris thoracicus* (MACHURA 1935a, FW61, F65); *Aquarius paludum*, *Gerris argentatus*, *Gerris thoracicus* (HZ)

Nabidae: [Nabis lineatus](#) (A&H80)

### Stinkersee (alle Teilbereiche gemeinsam)

Corixidae: *Cymatia rogenhoferi* (A&H80); *Paracorixa concinna*, *Sigara lateralis* (MACHURA 1935b, FW61, F65); *Hesperocorixa linnaei* (ZMUH)

Saldidae: [Salda muelleri](#), [Saldula melanoscela](#), [Saldula pilosella](#) (M); *Saldula pallipes* (FW61, F65)

Tingidae: [Agramma atricapillum](#), *Agramma confusum* (M)

Miridae: *Adelphocoris lineolatus*, [Adelphocoris ticinensis](#), [Conostethus hungaricus](#), *Criocoris sulcicornis*, *Hallodapus montandoni*, *Halticus apterus*, *Lygus gemellatus*, *Lygus rugulipennis*, *Megalocoleus molliculus*, *Omphalonotus quadriguttatus*, [Oncotylus setulosus](#), [Orthotylus schoberiae](#), *Phytocoris insignis*, *Phytocoris varipes*, *Polymerus brevicornis*, *Polymerus microphthalmus*, *Polymerus unifasciatus*, *Polymerus vulneratus*, *Stenodema calcaratum* (M); *Heterocordylus genistae*, [Orthotylus schoberiae](#), [Trigonotylus pulchellus](#) (FW61, F65, ZMUH, WR); [Orthotylus rubidus](#) (FB48, FW61, F65); [Conostethus hungaricus](#) (H23, MACHURA 1935a, F36, FW61, F65);

Nabidae: [Himacerus boops](#), *Nabis ferus*, [Nabis lineatus](#), *Nabis pseudoferus* (M); [Himacerus boops](#) (NM); [Nabis lineatus](#) (WR)

Anthocoridae: *Orius majusculus* (M)

Reduviidae: *Coranus kerzhneri*, *Coranus subapterus* (M)

Lygaeidae: *Aellopus atratus*, *Cymus claviculus*, *Cymus glandicolor*, *Cymus melanocephalus*, [Emblethis ciliatus](#), *Emblethis denticollis*, *Emblethis verbasci*, *Geocoris ater*, *Geocoris grylloides*, [Henestaris halophilus](#), *Heterogaster artemisiae*, *Ischnodemus sabuleti*, *Lamprodema maura*, [Lygaeosoma sardeum](#), *Megalonotus sabulicola*, *Oxycarenus pallens*, *Pterotmetus staphyliniformis*, *Stygnocoris fuliginus*, *Trapezonotus arenarius* (M); *Nysius thymi*, *Oxycarenus pallens*, *Stygnocoris fuliginus* (FW61, F65); *Lamprodema maura* (FW61, F65, W65); [Emblethis ciliatus](#), *Lamprodema maura*, [Lygaeosoma sardeum](#) (WR)

Piesmatidae: [Parapiesma quadratum](#) (M, ZMUH)

Berytidae: *Berytinus clavipes*, [Berytinus geniculatus](#) (M); *Neides tipularius* (FW61, F65)

Pyrrhocoridae: *Pyrrhocoris marginatus* (FB48, FW61, F65, M)

Coreidae: *Coriomeris denticulatus*, *Syromastes rhombeus* (M); [Arenocoris fallenii](#) (WR)

Rhopalidae: *Brachycarenus tigrinus*, *Chorosoma schillingii*, *Myrmus miriformis*, *Stictopleurus abutilon* (M)

Stenocephalidae: *Dicranocephalus agilis* (M)

Plataspidae: *Coptosoma scutellatum* (M)

Pentatomidae: [Antheminia varicornis](#), [Antheminia lunulata](#), *Carpocoris purpureipennis*, *Dolycoris baccarum*, *Neottiglossa leporina*, *Pentatoma rufipes*, *Podops inunctus*, [Vilpianus galii](#) (M); [Antheminia varicornis](#) (OÖLM)

### Stinkersee Mittlerer

keine Daten

### Stinkersee Oberer

keine Daten

### Stinkersee Südlicher

keine Daten

### Stinkersee Unterer

keine Daten

## **Stundlacke**

keine Daten

## **Szerdahelyer Lacke altes Loch & Szerdahelyer Lacke neues Jägerloch**

Miridae: Adelpocoris seticornis, Criocoris sulcicornis, Halticus apterus, Megalocoleus molliculus, Pilophorus confusus, Stenodema calcaratum, Trigonotylus ruficornis (M)

Nabidae: Nabis punctatus (M)

Anthocoridae: Orius minutus (M)

Lygaeidae: Pterotmetus staphyliniformis (M)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Rhopalus parumpunctatus (M)

Pentatomidae: Carpocoris purpureipennis (M)

## **Tegeluferlacke**

keine Daten

## **Weißsee Unterer**

Nepidae: Nepa cinerea (M)

Corixidae: Corixa punctata, Cymatia rogenhoferi, Micronecta scholtzi, Sigara falleni, Sigara lateralis (M)

Notonectidae: Notonecta glauca, Notonecta viridis (M)

Gerridae: Gerris argentatus, Gerris lacustris (M)

Tingidae: [Agramma atricapillum](#), Kalama tricornis (M)

Miridae: Lygus rugulipennis, Halodapus montandoni, Orthops campestris, Orthotylus flavosparvus, Trigonotylus caelestialium (M)

Nabidae: Nabis pseudoferus (M)

Anthocoridae: Orius niger (M)

Lygaeidae: Cymus melanocephalus, [Henestaris halophilus](#), Nysius senecionis (M)

Coreidae: Coreus marginatus (M)

Rhopalidae: Chorosoma schillingii, Myrmus miriformis, Rhopalus conspersus (M)

Plataspidae: Coptosoma scutellatum (M)

Cydnidae: Tritomegas bicolor (M)

Pentatomidae: Aelia acuminata, [Antheminia varicornis](#), Dolycoris baccarum, Peribalus strictus (M)

## **Wörthenlacke Östliche & Wörthenlacke Westliche**

keine Daten

## **Xixsee Nordzugang vom Darscho & Xixsee Südzugang Jägerschneise & Xixseekanal Wallerner Straße**

Corixidae: Sigara lateralis (NHM)

Saldidae: Saldula pallipes, [Saldula pilosella](#), Saldula saltatoria (NHM); Saldula pallipes (F36)

Tingidae: Catoplatus fabricii (NHM); Agramma confusum (F36, FB48, FW61, F65)

Miridae: Chlamydatum saltitans (NHM); [Conostethus hungaricus](#) (H23, MACHURA 1935a, F36, WAGNER 1941, FW61, F65)

Lygaeidae: Geocoris ater, Lamprodema maura (NHM); Geocoris ater (F36, FW61, F65)

Pentatomidae: Aelia acuminata (NHM)

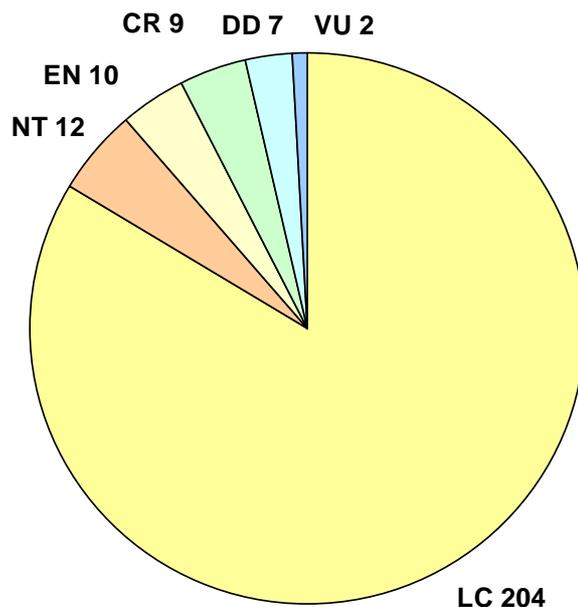
### 3.2. Auswertung

Die Artenliste enthält 244 Arten (Anhang 1), das sind 37 % der 653 aus dem Burgenland bzw. 27 % der 900 aus Österreich bekannten Wanzenarten (RABITSCH 2005, 2008a). Die meisten Arten zählen zu den Weichwanzen (Miridae, 60 Arten) und Bodenwanzen (Lygaeidae, 56 Arten). Für insgesamt 16 Lacken liegen Angaben zu Wanzenvorkommen vor, wengleich – wie schon weiter oben gesagt – keine gezielten Untersuchungen der Lacken vorliegen und daher die Abgrenzung der Nachweise, insbesondere der Literaturangaben, nicht immer eindeutig möglich war. Bei mehreren Lackenstandorten wurden die Angaben räumlich zu größeren Einheiten zusammengefasst (z. B. Stinkersee). Für 22 Lacken (z. T. ebenfalls zusammengefasst) liegen keine Wanzenarten vor.

Die meisten Wanzenarten sind von den beiden Hölllacken bekannt, gefolgt von Illmitzer Zicksee, Darscho und den Stinkerseen (Tab. 3). Die großen Unterschiede der Artenzahlen zwischen den Lacken (zwischen 7 und 103 Arten) sind auf die heterogene Datenlage zurückzuführen. Es ist anzunehmen, dass die höchsten Artenzahlen Vorkommen inkludieren, die nicht im unmittelbaren Lackenbereich liegen. Die geringen Artenzahlen einiger Lacken sind auf ungenügende Kenntnis der Verbreitung der Arten im Gebiet zurückzuführen. Insgesamt sind 33 Rote Liste-Arten und 7 DD-Arten vertreten (Abb. 1). Rote Liste-Arten und Zielarten kommen an fast allen Standorten vor (Tab. 3). Drei Rote Liste-Arten (zugleich Leitarten) sind im Gebiet nicht selten und kommen an fast allen Lacken vor für die Daten vorliegen (Tab. 4). Die Verbreitung (Häufigkeit an Lackenstandorten) aller Rote Liste-Arten und Zielarten ist in Tab. 5 ersichtlich. Während einige Arten an vielen Standorten vorkommen, sind viele Arten nur an wenigen Standorten anzutreffen (Abb. 2).

**Tabelle 3:** Wanzenartenzahlen an den Lackenstandorten

Lacken (Lackenummer)	Wanzenarten Gesamt	Rote Liste Arten	Zielarten
Hölllacke (34, 52)	103	20	7
Illmitzer Zicksee (40)	88	14	8
Darscho (22)	82	10	8
Stinkerseen (35, 36, 38, 62)	81	23	10
Fuchslochlacke (26)	79	10	7
Ochsenbrunnlacke (30)	77	8	8
Albersee (39)	70	11	4
Neubruchlacke (25)	65	11	7
Birnbaumlacke (28)	59	6	4
Weißsee (18)	32	3	3
Lange Lacke (14)	26	3	2
Kirchsee (41)	16	4	4
Kühbrunnlacke (32)	14	4	4
Szerdahelyer Lacke (8)	13	0	0
Xixsee (21)	11	2	2
St. Andrä Zicksee (270)	7	1	1



**Abbildung 1:** Verteilung der 244 Wanzenarten auf Rote Liste-Kategorien.

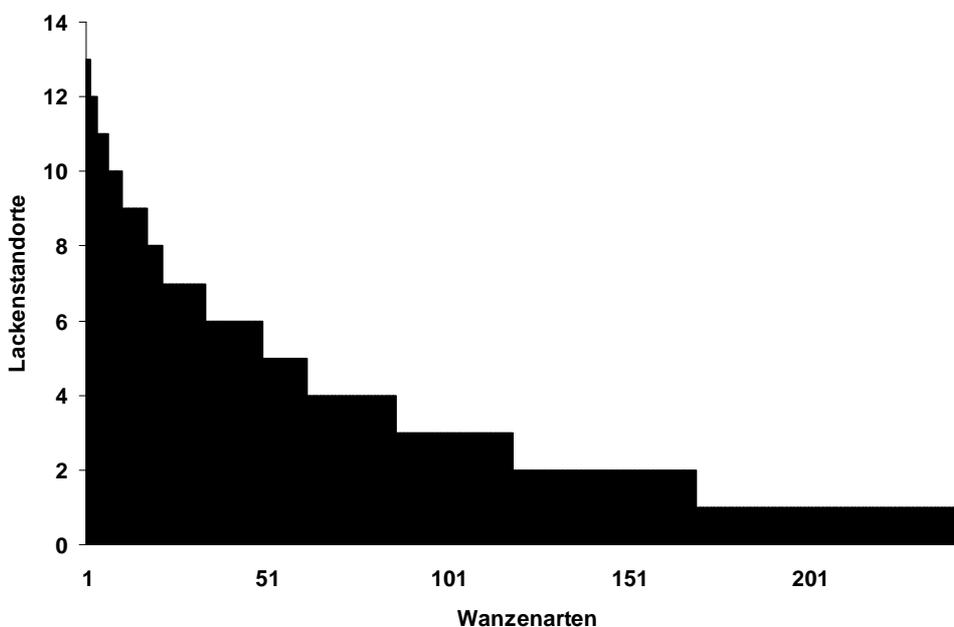
**Tabelle 4:** Die „Top-10“ der am weitesten verbreiteten Wanzenarten an den 16 untersuchten Lackenstandorten.

Wanzenart	Rote Liste	Vorkommen an Lackenstandorten
Henestaris halophilus (Burmeister, 1835)	EN	13
Chorosoma schillingii (Schilling, 1829)	LC	12
Myrmus miriformis (Fallén, 1807)	LC	12
Agramma atricapillum (Spinola, 1837)	NT	11
Lygus rugulipennis Poppius, 1911	LC	11
Hallodapus montandoni Reuter, 1895	LC	11
Trigonotylus caelestialium (Kirkaldy, 1902)	LC	10
Nabis pseudoferus Remane, 1949	LC	10
Geocoris ater (Fabricius, 1787)	LC	10
Anthemina varicornis (Jakovlev, 1874)	EN	10

**Tabelle 5:** Die Häufigkeit (=Vorkommen an Lackenstandorten) der Rote Liste-Arten (ohne DD) an den 16 untersuchten Lackenstandorten.

Wanzenart	Rote Liste	Vorkommen an Lackenstandorten
Henestaris halophilus (Burmeister, 1835)	EN	13
Agramma atricapillum (Spinola, 1837)	NT	11
Anthemina varicornis (Jakovlev, 1874)	EN	10
Saldula pilosella (Thomson, 1871)	EN	9
Conostethus hungaricus Wagner, 1941	EN	9
Parapiesma quadratum (Fieber, 1844)	EN	8
Orthotylus schoberiae Reuter, 1876	CR	6
Nabis lineatus Dahlbom, 1851	EN	6
Himacerus boops (Schjødte, 1870)	EN	5

<i>Trigonotylus pulchellus</i> (Hahn, 1834)	CR	4
<i>Berytinus geniculatus</i> (Horváth, 1885)	NT	4
<i>Vilpianus galii</i> (Wolff, 1802)	NT	4
<i>Tropidophlebia costalis</i> (Herrich-Schäffer, 1850)	EN	3
<i>Pionosomus opacellus</i> Horváth, 1895	CR	3
<i>Arenocoris fallenii</i> (Schilling, 1829)	NT	3
<i>Anthemina lunulata</i> (Goeze, 1778)	VU	3
<i>Hebrus pusillus</i> (Fallén, 1807)	NT	2
<i>Saldula melanoscela</i> (Fieber, 1859)	NT	2
<i>Saldula palustris</i> (Douglas, 1874)	EN	2
<i>Salda muelleri</i> (Gmelin, 1790)	CR	2
<i>Oncotylus setulosus</i> (Herrich-Schäffer, 1837)	NT	2
<i>Solenoxyphus fuscovenosus</i> (Fieber, 1864)	CR	2
<i>Prostemma sanguineum</i> (Rossi, 1790)	CR	2
<i>Lygaeosoma sardeum</i> Spinola, 1837	EN	2
<i>Emblethis ciliatus</i> Horváth, 1875	CR	2
<i>Hebrus ruficeps</i> Thomson, 1871	NT	1
<i>Adelphocoris ticinensis</i> (Meyer-Dür, 1843)	NT	1
<i>Orthotylus rubidus</i> (Puton, 1874)	CR	1
<i>Aradus distinctus</i> Fieber, 1860	VU	1
<i>Scolopostethus lethierryi</i> Jakovlev, 1877	CR	1
<i>Acompus pallipes</i> (Herrich-Schäffer, 1834)	NT	1
<i>Berytinus montivagus</i> (Meyer-Dür, 1841)	NT	1
<i>Sciocoris sulcatus</i> Fieber, 1851	NT	1



**Abbildung 2:** Häufigkeitsverteilung der 244 Wanzenarten an den 16 untersuchten Lackenstandorten.

## 4. Leitbild und Leitarten

### 4.1. Leitarten

***Saldula palustris* (DOUGLAS, 1874)**

***Saldula pilosella* (THOMSON, 1871)**

*Saldula palustris* ist eine holarktisch verbreitete und *Saldula pilosella* ist eine eurosibirisch verbreitete, halophile Springwanze. Beide Arten sind in Österreich nur aus dem Seewinkel bekannt ist, wo sie mitunter individuenreich an den Lackenrändern vorkommen. Die räuberischen Springwanzen können zeitweilige Überflutungen ertragen und sind charakteristische Bewohner von Gewässeruferrn. In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurden beide Arten als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).

***Agramma atricapillum* (SPINOLA, 1837)**

Eine (in Österreich) halophile Netzwanze (Tingidae), die an verschiedenen Cyperaceae (vor allem *Bolboschoenus maritimus*) lebt. Sie kommt in Österreich nur im Seewinkel und am Nordwestufer des Neusiedlersees (MELBER et al. 1991, RABITSCH et al. 2007, RABITSCH 2008b, unveröff.) und in Niederösterreich in Zwingendorf (an *Carex otrubae*) vor (RABITSCH 2007). *Agramma atricapillum* ist eine mediterrane Art, die in den letzten Jahrzehnten ihr Areal nach Norden erweitert. Wegen der Bindung an salzbeeinflusste Standorte wurde sie dennoch in der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes als NT (Gefährdung droht) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Agramma atricapillum* © W. Rabitsch

***Orthotylus (Melanotrichus) rubidus* (PUTON, 1874)*****Orthotylus (Melanotrichus) schoberiae* REUTER, 1876**

Beide Weichwanzen (Miridae) leben an salzbeeinflussten Standorten an der Großen Salzmelde *Suaeda pannonica* und am Queller *Salicornia prostrata* (Chenopodiaceae) und kommen österreichweit nur im Seewinkel vor (FRANZ & BEIER 1948, KÜHNELT 1955, FRANZ & WAGNER 1961, FRANZ 1965, ADLBAUER & HEISS 1980, RABITSCH et al. 2007, RABITSCH 2006B, 2008b). Für *O. rubidus* liegen auch historische Belege vom Nordufer bei Jois (leg. Kühnelt, coll. NHMW) vor und *O. schoberiae* wurde Ende des 19. Jahrhunderts (unter dem Synonym *O. pallidulus*, vgl. RABITSCH 2004) auch in Wien gefunden: „Bei den Fundorten in Wien handelt es sich aber nicht um natürliche „Salzstandorte“, sondern um kleinräumige, vom Menschen gemachte, alkalische Bodenstellen, die für manche Tier- und Pflanzenarten – zumindest kurzfristig geeignete – Lebensbedingungen geschaffen haben. Die Entstehung dieser Standorte geht auf die Tätigkeit der damaligen Pottaschensiedereien zurück. Pottasche wurde dabei durch das Auslaugen von Holzasche hergestellt. Sie besteht vor allem aus stark alkalischem Kaliumkarbonat und wurde zur Herstellung von Seife und Glas verwendet.“ (RABITSCH & ESSL 2011). In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurden beide Arten als CR (Vom Aussterben bedroht) eingestuft (RABITSCH 2008a).

***Conostethus hungaricus* Wagner, 1941**

Diese Weichwanze (Miridae) wurde von WAGNER (1941) unter anderem nach Exemplaren aus dem Burgenland (Illmitz, Apletton <sic!>) beschrieben. Typenmaterial befindet sich im Naturhistorischen Museum Wien und im Zoologischen Museum Hamburg mit den Fundortetiketten: Illmitz-Krötenlacke<sup>1</sup> (Holotyp) und Apletton-Xixsee. Ältere Literaturangaben (z. B. HORVÁTH 1923, MACHURA 1935a, 1935b, FRANZ et al. 1937) erfolgten unter anderen Namen (*C. salinus* auct. non Sahlberg). *Conostethus hungaricus* ist eine östliche Steppenart, die im Burgenland den Westrand ihres Areals erreicht und österreichweit nur im Seewinkel vorkommt (z. B. HORVÁTH 1923, MACHURA 1935a, 1935b, FRANZ et al. 1937, WAGNER 1941, 1965, FRANZ & WAGNER 1961, ADLBAUER & HEISS 1980, MELBER et al. 1991, RABITSCH 2008b). Ein einziger Fund liegt vom Nordufer des Neusiedler Sees (Seewiesen bei Jois) vor (1962, leg. Zebe, MELBER et al. 1991). Nach WACHMANN et al. (2004) sind Poaceae „wahrscheinlich“ die Nahrungspflanzen, von MELBER et al. (1991) wurde die Art an *Agrostis stolonifera* ssp. *maritima* festgestellt. WAGNER (1965) und RABITSCH (2008b) haben die Art regelmäßig und häufig an der Salz-Kresse *Lepidium cartilagineum* gefunden. Die Art überwintert im Eistadium, tritt relativ früh im Jahr in Erscheinung (Mai–Juni) und bildet eine Generation im Jahr. In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).

*Conostethus hungaricus* © H. Günther

<sup>1</sup> Die nicht mehr existente Krötenlacke befand sich am heutigen Standort des NP Besucherzentrums.

***Solenoxyphus fuscovenosus* (FIEBER, 1864)**

Die Weichwanze (Miridae) ist eine im südöstlichen Europa verbreitete Art, die in Österreich nur aus dem Seewinkel bekannt ist (WAGNER 1965, RABITSCH et al. 2007). Die nur 3 mm kleine, grünlich gefärbte Art lebt an den Salzlackenrändern am Kampferkraut *Camphorosma annua*. WAGNER (1965) berichtet von Nachweisen am Zicksee (Belege am NHMW), am Kirchsee und an der Einsetzlacke bei Illmitz, MELBER et al. (1991) melden keine neueren Funde. Ein aktueller Nachweis liegt von der Langen Lacke vor (RABITSCH et al. 2007). Die Art erscheint vergleichsweise spät im Jahr, Nachweise sind bisher nur von Ende August bekannt; sie bildet vermutlich eine Generation im Jahr. In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als CR (Vom Aussterben bedroht) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Solenoxyphus fuscovenosus* © W. Rabitsch

### *Nabis (Limnonabis) lineatus* DAHLBOM, 1851

Diese Sichelwanze ist eine eurosibirisch verbreitete Art, die in Österreich nur aus dem Burgenland und der Steiermark (ein Einzelfund im Pürgschachenmoos bei Admont, ADLBAUER 1999) bekannt ist. Im Burgenland erstmals durch ADLBAUER & HEISS (1980) aus dem Seewinkel gemeldet, von MELBER et al. (1991) „in neuerer Zeit häufiger“ gefunden – auch am Nordwestufer zwischen Winden und Breitenbrunn. Aktuelle Nachweise liegen aus dem Seewinkel vor (RABITSCH 2008b). Die Art besitzt überwiegend verkürzte Flügel und wird im Schilf, in Riedgrasbeständen und in Salzwiesen gefunden, sie kommt auch an der Meeresküste und in Hochmooren vor (WACHMANN et al. 2006). In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Nabis lineatus* © W. Rabitsch

### *Henestaris halophilus* (BURMEISTER, 1835)

Eine westpaläarktisch verbreitete Bodenwanze (Lygaeidae), die in Österreich nur im Burgenland und an einer Stelle in Niederösterreich (Zwingendorf, dort vom Aussterben bedroht, RABITSCH 2007) vorkommt. Neben den zahlreichen Nachweisen an Lackenrändern im Seewinkel (z. B. MACHURA 1935a, 1935b, FRANZ et al. 1937, FRANZ & BEIER 1948, KÜHNELT 1955, FRANZ & WAGNER 1961, WAGNER 1965, ADLBAUER & HEISS 1980, MELBER et al. 1991, RABITSCH et al. 2007, RABITSCH 2008b) liegen auch wenige Nachweise vom Nordwestufer des Neusiedler Sees vor: Neusiedl am See (leg. Ganglbauer, leg. Handlirsch, leg. Kühnelt, leg. Malicky), Rust, Jois (leg. Kühnelt), Mörbisch (leg. Necker). *Henestaris halophilus* lebt auf Salzböden an *Plantago maritima*, *Lepidium cartilagineum*, *Puccinellia* sp. und anderen Pflanzen (WACHMANN et al. 2007). In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Henestaris halophilus* © W. Rabitsch

#### ***Parapiesma quadratum* (FIEBER, 1844)**

Die Rübenwanze ist eurosibirisch verbreitet und in Österreich aus Niederösterreich (zuletzt 1944 bei Mödling festgestellt; als verschollen eingestuft, RABITSCH 2007), Wien (vermutlich bereits Ende des 19. Jahrhunderts ausgestorben) und dem Burgenland gemeldet. Im Burgenland befinden sich die einzigen aktuellen Vorkommen der Art für Österreich. Sie ist im Seewinkel nicht selten und lebt an verschiedenen Chenopodiaceae (*Salicornia*, *Suaeda*) an salzbeeinflussten Standorten. In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Parapiesma quadratum* © W. Rabitsch

### ***Antheminia varicornis* (JAKOVLEV, 1874)**

Eine vermutlich westpaläarktisch verbreitete Baumwanze (Pentatomidae), die in Österreich nur im Burgenland vorkommt. Schon seit langem aus dem Seewinkel bekannt (HORVÁTH 1923, MACHURA 1935a, 1935b; leg. Handlirsch-NHMW), wiederholt für das Gebiet angegeben (FRANZ & WAGNER 1961, WAGNER 1965, ADLBAUER & HEISS 1980, DETHIER 1989, MELBER et al. 1991, div. coll.), und auch aktuell bestätigt (RABITSCH et al. 2007, Rabitsch unveröff.). Vereinzelt auch am Nordwestufer (Neusiedl, Jois) gefunden (MELBER et al. 1991, Rabitsch unveröff.). *Antheminia varicornis* lebt an salzbeeinflussten Standorten an den Lackenrändern an verschiedenen Gräsern, bevorzugt an *Bolboschoenus* (= *Scirpus*) *maritimus* (Cyperaceae). In der Roten Liste der Wanzen des Burgenlandes wurde die Art als EN (gefährdet) eingestuft (RABITSCH 2008a).



*Antheminia varicornis* © W. Rabitsch

#### **4.2. Leitbild**

Die Auswahl der Leitarten erfolgte in erster Linie aufgrund ihrer Bindung an salzbeeinflusste Standorte und ihre Nahrungspflanzen sowie ihre Verbreitung in Österreich. Halobionte und halophile Arten finden in Österreich (und im europäischen Binnenland) nur an wenigen Stellen ausreichende Lebensbedingungen und in allen Fällen sind diese Lebensräume durch verschiedene Gefährdungsursachen bedroht (OBERLEITNER et al. 2008). Die für diese Standorte charakteristischen Wanzenarten wurden von RABITSCH (2006b) zusammengefasst, decken sich weitgehend mit den hier ausgewählten Zielarten und zeigen eine hohe Übereinstimmung mit der Artengarnitur an ungarischen Salz-Standorten (Fülöpszallas). Pflege- und Managementmaßnahmen im Seewinkel sollten die gebiets- und habitatcharakteristischen Arten dieser Sonderstandorte fördern.

Obwohl die Vorkommen phytophager Arten nicht ausschließlich durch die Vorkommen ihrer Nahrungspflanzen erklärt werden können, ist dieses doch Voraussetzung für eine Besiedlung. So sind alle Maßnahmen zum Schutz und Erhalt der Lackenbereiche mit *Camphorosma*, *Lepidium*, *Puccinellia*, *Salicornia*, *Scirpus*, *Suaeda* positiv für die Wanzen-Leitarten zu bewerten, die diese offene und lückige Bereiche bevorzugen (Abb. 3). Hauptproblem für diese Arten ist das Aufkommen und die Ausbreitung von Schilf und die Ausbildung einer geschlossenen und dichten Vegetationsstruktur, die nur für wenige Arten als Nahrungsgrundlage dient und das Mikroklima des Lebensraumes nachhaltig verändert.



**Abbildung 3:** Leitbilder für die Entwicklung der Lacken des Seewinkels auf Grundlage von Wanzenvorkommen. Albersee mit Salzausblühungen und *Suaeda*-Bestand (oben, © G. Wolfram); Fuchslochlacke mit *Scirpus*-Bestand (unten, © W. Rabitsch).

Die meisten Leitarten wurden an den Stinkerseen, dem Illmitzer Zicksee, dem Warmsee (Darscho) und der Ochsenbrunnlacke festgestellt (Tab. 3). Da keine gezielten Untersuchungen vorliegen ist jedoch zu vermuten, dass dies eher die bevorzugten Exkursionsgebiete der Entomologen widerspiegelt als die tatsächlichen Verbreitungsmuster der Arten im Seewinkel. Einzelne (zufällige) Funde seltener, aber wertgebender Leitarten bestätigen, dass eine gezielte Erfassung der Wanzenarten unter Berücksichtigung der Lackenzonierung erforderlich ist, um flächenscharfe Aussagen treffen zu können. Für zahlreiche Lacken liegen überhaupt keine Informationen über die Wanzenarten vor. Gezielte Erhebungen der Wanzenfauna der Lacken des Seewinkels und von relevanten, erklärenden Habitatparametern würden nicht nur eine bessere Auswertung der Habitatpräferenzen der Arten ermöglichen, sondern auch die tatsächliche Verbreitung der Leitarten im Gebiet dokumentieren. Ungenügend ist auch die Kenntnis zur Verbreitung der aquatischen Wasserwanzen in den Lacken.

Die Fragmentation intakter Lacken in der intensiv genutzten Kulturlandschaft ist für viele Arten problematisch. Für Wanzen liegen kaum Daten zur Besiedlungs- und (Meta)Populationsdynamik vor, wenngleich einige Arten als Pionierbesiedler gelten und in der Lage sind fliegend auch größere Distanzen aktiv zurückzulegen. Die Umweltbelastung durch Pestizide und andere Xenobiotika ist ebenfalls für viele Arten problematisch. Über die Auswirkungen auf Wanzen liegen jedoch keine detaillierten Untersuchungen vor. Der dramatische Rückgang der Zahl und Ausdehnung der Lacken wirkt als direkter Verlust verfügbaren Lebensraumes für alle Besiedler und hat sicherlich den größten negativen Effekt auf die aktuelle Situation.

Neben den unmittelbaren Lackenbereichen sind aus Sicht des Wanzenarteninventares im Seewinkel die Trockenrasenbereiche und insbesondere die sandigen Trockenrasen und Weingartenbrachen am Seedamm von großer Relevanz (RABITSCH 2008a, 2008b). Mehrere psammophile Arten haben hier österreichweit bedeutende Vorkommen (z. B. *Emblethis ciliatus*). Dieses Mosaik von unterschiedlichen Lebensräumen macht den Seewinkel aus wanzenkundlicher Sicht einzigartig, national bedeutend und besonders schützenswert.

Das Ziel zum Erhalt und Schutz dieser Arten und der charakteristischen Artenzusammensetzung muss es sein noch vorhandene Flächen zu sichern und ihre Habitatqualität zu verbessern sowie ehemalige Flächen wiederherzustellen (Restauration). Die Wege dorthin werden durch aktuelle Vorhaben und Planungen skizziert und lassen sich – aufgrund vorliegender Daten – nicht flächenscharf zuordnen, jedoch allgemein formulieren:

- Anhebung des Grundwasserspiegels zur Verringerung der Aussüßung der Lacken
- Künstliche Salzausbringung
- extensive Beweidung
- Schaffung von Pufferzonen zu intensiv genutzten Flächen
- Reduktion der Schilfbestände

### 4.3. Schlußfolgerungen

Der ökologische Zustand der Seewinkel-Lacken, für die Wanzenarten ausgewertet wurden, wird – vorbehaltlich aktueller Erhebungen und der weiter oben erklärten Unsicherheiten – vereinfacht und vorläufig in Tab. 6 zusammengefasst. Dabei wurde wie folgt vorgegangen: Die Parameter „Artenzahl gesamt“, „Rote Liste-Arten“ und „Leitarten“ wurden (gerundet) gedrittelt (ausgehend von der Maximalzahl an einer der Lacken) und drei Klassen (gut, mittel, schlecht) zugeordnet. Die Klassengrenzen wurden wie folgt festgelegt:

Artenzahl gesamt:	< 34	schlecht
	34 bis 69	mittel
	> 69	gut
Rote Liste Arten:	< 8	schlecht
	8 bis 15	mittel
	> 15	gut
Leitarten:	< 3	schlecht
	3 bis 6	mittel
	> 6	gut

Die Gesamtbeurteilung des ökologischen Zustands erfolgte durch einfache Mehrheit der vergebenen Klassen (Tab. 6.).

**Tabelle 6:** Ökologischer Zustand der Seewinkel-Lacken auf Grundlage der ausgewerteten Wanzenvorkommen.

Lacken (Lackenummer)	Wanzenarten Gesamt	Rote Liste Arten	Leitarten	Ökologischer Zustand
Hölllacke (34, 52)	103	20	7	gut
Illmitzer Zicksee (40)	88	14	8	gut
Darscho (22)	82	10	8	gut
Stinkerseen (35, 36, 38, 62)	81	23	10	gut
Fuchslochlacke (26)	79	10	7	gut
Ochsenbrunnlacke (30)	77	8	8	gut
Albersee (39)	70	11	4	mittel
Neubruchlacke (25)	65	11	7	mittel
Birnbaumlacke (28)	59	6	4	mittel
Weißsee (18)	32	3	3	schlecht
Lange Lacke (14)	26	3	2	schlecht
Kirchsee (41)	16	4	4	schlecht
Kühbrunnlacke (32)	14	4	4	schlecht
Szerdahelyer Lacke (8)	13	0	0	schlecht
Xixsee (21)	11	2	2	schlecht
St. Andrä Zicksee (270)	7	1	1	schlecht

Ausdrücklich sie nochmals betont, dass sich die schlechte Bewertung einiger Lacken als unmittelbare Folge des ungenügenden Kenntnisstandes des tatsächlichen Wanzenarteninventars ergibt. Für konzeptuelle und allgemeine Erhaltungs- und Schutzüberlegungen liefern die vorliegenden Daten gute Informationen, für die besser bekannten Standorte sind eventuell auch bestimmte Trends ableitbar, für detaillierte Aussagen zu einzelnen Lacken sind jedoch weitere Erhebungen (Istzustandsanalysen) und vergleichende Analysen notwendig, die in weiterer Folge auch gezielte Untersuchungen (z. B. BACI before-after control-impact Studien) erlauben würden. Wanzen sind solcherart eine hervorragend geeignete Indikatorgruppe, um den Erfolg gesetzter Maßnahmen kontrollieren zu können.

## Literatur

- ACHTZIGER, R., FRIEB, T. & RABITSCH, W. (2007) Die Eignung von Wanzen (Insecta, Heteroptera) als Indikatoren im Naturschutz. *Insecta* 10, 5–39.
- ADLBAUER, K. (1999) Neue Wanzenarten für Österreich, die Steiermark und das Burgenland. *Joannea Zool.* 1, 71–78.
- ADLBAUER, K. & HEISS, E. (1980) Zur Wanzenfauna des Burgenlandes (Insecta, Heteroptera). *Natur und Umwelt Burgenland, Sonderheft 3, Eisenstadt*, 1–29.
- DETHIER, M. (1989) Les Pentatomoidea de la collection Kapeller. *Archs. Sci. Genève* 42, 553–568.
- FRANZ, H. (1965) Beitrag zur Kenntnis der Wanzenfauna (Hem., Het.) des Burgenlandes. *Wiss. Arbeiten Bgld.* 34, 212–240.
- FRANZ, H. & BEIER, M. (1948) Zur Kenntnis der Bodenfauna im pannonischen Klimagebiet Österreichs. II. Die Arthropoden. *Ann. Naturhist. Mus. Wien* 56, 440–549.
- FRANZ, H. & WAGNER, E. (1961) Hemiptera Heteroptera. In: Franz H. (Hrsg.) *Die Nordost-Alpen im Spiegel ihrer Landtierwelt*. Universitätsverlag Wagner, Innsbruck, 271–401, Nachtrag 791–792.
- FRANZ, H., HÖFLER, K. & SCHERF, E. (1937) Zur Biosoziologie des Salzlackengebietes am Ostufer des Neusiedlersees. *Verh. Zool.-Bot. Ges. Wien* 86./87., 297–364.
- GLATZ, A. (1976) *Biologie und Populationsdynamik zweier Hemipteren: Heteroptera Corixidae (Sigara concinna und Sigara lateralis) eines alkalischen Gewässers (Birnbaumlacke) im Seewinkel-Burgenland*. Dissertation Universität Wien.
- HORVÁTH, G. (1923) Faunula hemipterorum lacus Fertö in Hungaria occidentali regionisque adjacentis. *Ann. Mus. Nat. Hung.* 20, 182–199.
- KÜHNELT, W. (1955) Zoologische Untersuchungen an den Salzlacken des Seewinkels. *Anz. Österr. Akad. Wiss., Math.-nat. Kl.* 1955(14), 257–262.
- MACHURA, L. (1935a) Ökologische Studien im Salzlackengebiet des Neusiedler Sees, mit besonderer Berücksichtigung der halophilen Kolepteren- und Rhynchotenarten. *Z. wiss. Zool. (A)* 146, 555–590.
- MACHURA, L. (1935b) Zur Biologie und geographischen Verbreitung der halophilen Kolepteren- und Rhynchoten des Neusiedler See Gebietes. *Zool. Anz.* 110, 77–90.
- MELBER, A., GÜNTHER, H. & RIEGER, C. (1991) Die Wanzenfauna des österreichischen Neusiedlerseegebietes (Insecta, Heteroptera). *Wiss. Arbeiten Bgld.* 89, 63–192.
- NIESER, N. (1969) Données faunistiques de Hétéroptères aquatiques III. *Ent. Ber., Amst.* 29, 115–116.
- OBERLEITNER, I., WOLFRAM, G. & ACHATZ-BLAB, A. (2006) *Salzlebensräume in Österreich*. Umweltbundesamt, Wien, 216 S.
- RABITSCH, W. (2004) Annotations to a check-list of the Heteroptera (Insecta) of Austria. *Ann. Naturhist. Mus. Wien* 105B, 453–492.
- RABITSCH, W. (2005a) Heteroptera (Insecta). In: Schuster, R. (Hrsg.) *Checklisten der Fauna Österreichs* 2, 1–64.
- RABITSCH, W. (2006a) Geschichte und Bibliographie der Wanzenkunde in Österreich. In: Rabitsch, W. (Ed.) *Hug the bug – For love of true bugs*. Festschrift zum 70. Geburtstag von Ernst Heiss. *Denisia* 19, 41–94.
- RABITSCH, W. (2006b) Terrestrische Wanzen. In: Oberleitner, I., Wolfram, G. & Achatz-Blab, A. (Red.) *Salzlebensräume in Österreich*. Umweltbundesamt, Wien, pp. 135–139.
- RABITSCH, W. (2007) Rote Listen ausgewählter Tiergruppen Niederösterreichs – Wanzen (Heteroptera). *Niederösterreichische Landesregierung, St. Pölten*, 280 S.
- RABITSCH, W. (2008a) Checkliste und Rote Liste der Wanzen des Burgenlandes (Insecta, Heteroptera). Unveröff. Bericht an die Bgld. LR, 96 S.
- RABITSCH, W. (2008b) Notizen zur Wanzenfauna (Insecta, Heteroptera) im Nationalpark Neusiedler See – Seewinkel und Anmerkungen zu deren Eignung als Indikator von Pflegemaßnahmen. *Abh. Zool.-Bot. Ges. Österreich* 37, 163–180.
- RABITSCH, W. (2011) Wanzen (Heteroptera). In: Wiesbauer, H. & Zettel, H. (Hrsg.) „Das Natura 2000-Gebiet Bisamberg“ (vorl. Titel). NÖ LR, in Druck.

- RABITSCH, W. & ESSL, F. (2011) Biodiversität und Mensch: von der Jungsteinzeit zur Gegenwart. In: Ehrendorfer, F. & Berger, R. (Hrsg) Ökosystem Wien. Die Naturgeschichte einer Stadt. Böhlau Verlag, Wien, pp. 179–203.
- RABITSCH, W., HEISS, E. & STRAUß, G. (2007) Zur Kenntnis der Wanzenfauna (Heteroptera) des Burgenlandes, Österreich. Teil 2. Mainzer naturwiss. Archiv / Beiheft 31, 209–230.
- RIEGER, C. (1974) Wasserwanzen aus dem Gebiet des Neusiedler Sees (Heteroptera). Entomol. Z. 84, 65–67.
- SCHUSTER, G. (1989) *Coranus kerzhneri* P.V.Putshkov, 1982 vom Neusiedlersee. 49. Ber. Naturf. Ges. Augsburg 191, 30–32.
- WACHMANN, E. MELBER, A. & DECKERT, J. (2004) Wanzen 2 – Tierwelt Deutschlands 75, Goecke & Evers, Keltern, 288 S.
- WACHMANN, E. MELBER, A. & DECKERT, J. (2006) Wanzen 1 – Tierwelt Deutschlands 77, Goecke & Evers, Keltern, 263 S.
- WACHMANN, E. MELBER, A. & DECKERT, J. (2007) Wanzen 3 – Tierwelt Deutschlands 78, Goecke & Evers, Keltern, 272 S.
- WACHMANN, E. MELBER, A. & DECKERT, J. (2008) Wanzen 4 – Tierwelt Deutschlands 81, Goecke & Evers, Keltern, 230 S.
- WAGNER, E. (1941) *Conostethus hungaricus* n. sp. (Hemipt. Heteropt. Miridae). Mitt. Dtsch. Entomol. Gesell. 10, 76–80.
- Wagner, E. (1965) Über einige bemerkenswerte Heteropteren aus dem Gebiet des Neusiedlersees. Wiss. Arbeiten Bgld. 32, 116–124.

#### **Adresse des Autors**

Dr. Wolfgang Rabitsch

Lorystraße 79/3/45

1110 Wien

(T) 0650-6654313

(E) wolfgang.rabitsch@univie.ac.at

wolfgang.rabitsch@umweltbundesamt.at

**Anhang 1:** Vorkommen von Wanzenarten an ausgewählten Lacken des Seewinkels.

Lfd. Nr.	Rote Liste Bgld.	Wanzenarten	Lacken												+36 +38 +62							
			8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35								
<b>Nepidae</b>																						
1	LC	<i>Nepa cinerea</i> Linnaeus, 1758	1		1																	
2	LC	<i>Ranatra linearis</i> (Linnaeus, 1758)																		1		
<b>Corixidae</b>																						
3	LC	<i>Micronecta scholtzi</i> (Fieber, 1860)				1																
4	LC	<i>Cymatia rogenhoferi</i> (Fieber, 1864)			1				1											1		
5	LC	<i>Calliorixa praeusta</i> (Fieber, 1848)							1													
6	<b>DD</b>	<i>Corixa panzeri</i> Fieber, 1848																		1		
7	LC	<i>Corixa punctata</i> (Illiger, 1807)				1														1		
8	LC	<i>Hesperocorixa linnaei</i> (Fieber, 1848)								1										1		
9	LC	<i>Paracorixa concinna</i> (Fieber, 1848)								1										1		
10	LC	<i>Sigara striata</i> (Linnaeus, 1758)																		1		
11	LC	<i>Sigara falleni</i> (Fieber, 1848)								1										1		
12	LC	<i>Sigara lateralis</i> (Leach, 1817)																		1	8	
<b>Naucoridae</b>																						
13	LC	<i>Ilyocoris cimicoides</i> (Linnaeus, 1758)									1										1	3
<b>Notonectidae</b>																						
14	LC	<i>Notonecta glauca</i> Linnaeus, 1758																				1
15	LC	<i>Notonecta viridis</i> Delcourt, 1909																				1
<b>Pleidae</b>																						
16	LC	<i>Plea minutissima</i> Leach, 1817									1											1
<b>Hebridae</b>																						
17	<b>NT</b>	<i>Hebrus pusillus</i> (Fallén, 1807)																			1	2







Lfd. Nr.	Rote Liste	Wanzenarten	Lacken																
			8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	36	39	40	41	270
94	LC	<i>Chlamydatus pullus</i> (Reuter, 1870)	1					1	1	1	1				1				5
95	DD	<i>Compsidolon pumilum</i> (Jakovlev, 1876)						1											1
96	EN	<i>Conostethus hungaricus</i> Wagner, 1941	1			1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1			9
97	LC	<i>Criocoris sulcicornis</i> (Kirschbaum, 1856)	1					1	1	1	1	1	1	1	1				3
98	LC	<i>Europiella albipennis</i> (Fallén, 1829)				1	1	1	1	1	1	1	1	1	1				4
99	LC	<i>Lopus decolor</i> (Fallén, 1807)									1								1
100	LC	<i>Macrotylus herrichi</i> (Reuter, 1873)														1			1
101	LC	<i>Megalocoleus molliculus</i> (Fallén, 1807)	1					1	1	1	1	1	1	1	1				3
102	NT	<i>Oncotylus setulosus</i> (Herrich-Schäffer, 1837)									1	1	1	1	1				2
103	LC	<i>Plagiognathus bipunctatus</i> Reuter, 1883										1	1	1	1	1			1
104	CR	<i>Solenoxyphus fuscovenosus</i> (Fieber, 1864)														1	1		2
<b>Nabidae</b>																			
105	LC	<i>Prostemma aeneicolle</i> Stein, 1857								1	1	1	1	1	1				4
106	LC	<i>Prostemma guttula</i> (Fabricius, 1787)								1	1	1	1	1	1				3
107	CR	<i>Prostemma sanguineum</i> (Rossi, 1790)						1	1	1	1	1	1	1	1				2
108	EN	<i>Himacerus boops</i> (Schjødte, 1870)								1	1	1	1	1	1	1			5
109	EN	<i>Nabis lineatus</i> Dahlbom, 1851							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	7
110	LC	<i>Nabis ferus</i> (Linnaeus, 1758)							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	7
111	LC	<i>Nabis pseudoferus</i> Remane, 1949							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	10
112	LC	<i>Nabis punctatus</i> A. Costa, 1847									1	1	1	1	1	1	1	1	3
113	LC	<i>Nabis rugosus</i> (Linnaeus, 1758)														1	1		2
<b>Anthocoridae</b>																			
114	LC	<i>Anthocoris minki</i> Dohrn, 1860																1	1
115	LC	<i>Anthocoris nemoralis</i> (Fabricius, 1794)							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1
116	DD	<i>Temnostethus dacicus</i> (Puton, 1888)									1	1	1	1	1	1	1	1	1
117	LC	<i>Orius majusculus</i> (Reuter, 1879)									1	1	1	1	1	1	1	1	3
118	LC	<i>Orius minutus</i> (Linnaeus, 1758)														1	1	1	3
119	LC	<i>Orius niger</i> (Wolff, 1811)									1	1	1	1	1	1	1	1	7

Wanzenarten	Lacken															
	8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	39	40	41	270
Lfd. Rote Nr. Liste Bjld.																
120 LC						1										1
	Lycotocoris campestris (Fabricius, 1794)															
	<b>Reduviidae</b>															
121 LC							1		1		1					4
	Metapterus caspicus (Dohrn, 1863)															
122 LC					1						1					2
	Metapterus linearis A. Costa, 1862															
123 <b>DD</b>											1					1
	Empicoris culiciformis (De Geer, 1773)															
124 LC											1	1				3
	Coranus kerzhneri P.V.Putshkov, 1982															
125 LC						1	1	1		1	1	1	1	1		7
	Coranus subapterus (De Geer, 1773)															
	<b>Aradidae</b>															
126 <b>VU</b>																1
	Aradus distinctus Fieber, 1860															
127 LC																1
	Aradus ribauti Wagner, 1956															
	<b>Lygaeidae</b>															
128 <b>EN</b>																2
	Lygaeosoma sardeum Spinola, 1837															
129 LC											1					1
	Lygaeus simulans Deckert, 1985															
130 LC																1
	Spilostethus saxatilis (Scopoli, 1763)															
131 LC		1														2
	Nysius cymoides (Spinola, 1837)															
132 LC																1
	Nysius ericae (Schilling, 1829)															
133 LC																6
	Nysius senecionis (Schilling, 1829)															
134 LC																6
	Nysius thymi (Wolff, 1804)															
135 LC																7
	Ortholomus punctipennis (Herrich-Schäffer, 1838)															
136 LC																4
	Cymus clavicolus (Fallén, 1807)															
137 LC																2
	Cymus glandicolor Hahn, 1832															
138 LC																8
	Cymus melanocephalus Fieber, 1861															
139 LC																6
	Dimorphopterus spinolae (Signoret, 1857)															
140 LC																2
	Ischnodemus sabuleti (Fallén, 1826)															
141 <b>EN</b>																13
	Henerstaris halophilus (Burmeister, 1835)															
142 LC																10
	Geocoris ater (Fabricius, 1787)															

Lfd. Nr.	Rote Liste Bgld.	Wanzenarten	Lacken												270				
			8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35		36	39	40	41
143	LC	<i>Geocoris dispar</i> (Waga, 1839)					1	1	1	1	1								4
144	LC	<i>Geocoris grylloides</i> (Linnaeus, 1761)					1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	9
145	LC	<i>Chilacis typhae</i> (Perris, 1857)							1										1
146	LC	<i>Holocranum saturejae</i> (Kolenati, 1845)					1										1		1
147	LC	<i>Heterogaster artemisiae</i> Schilling, 1829					1												3
148	LC	<i>Platyplax salviae</i> (Schilling, 1829)					1											1	2
149	LC	<i>Metopoplax origani</i> (Kolenati, 1845)					1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	9
150	LC	<i>Oxycarenus pallens</i> (Herrich-Schäffer, 1850)					1												6
151	EN	<i>Tropidophlebia costalis</i> (Herrich-Schäffer, 1850)					1												3
152	LC	<i>Tropistethus holosericus</i> (Scholtz, 1846)					1												2
153	LC	<i>Ischnocoris hemipterus</i> (Schilling, 1829)																	3
154	LC	<i>Scolopostethus affinis</i> (Schilling, 1829)																	2
155	CR	<i>Scolopostethus lethierryi</i> Jakovlev, 1877																	1
156	LC	<i>Scolopostethus thomsoni</i> Reuter, 1875						1											1
157	LC	<i>Aphanus rolandri</i> (Linnaeus, 1758)							1										1
158	CR	<i>Emblethis ciliatus</i> Horváth, 1875								1									2
159	LC	<i>Emblethis denticollis</i> Horváth, 1878							1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	6
160	LC	<i>Emblethis griseus</i> (Wolff, 1802)																	3
161	LC	<i>Emblethis verbasci</i> (Fabricius, 1803)																	5
162	CR	<i>Pionosomus opacellus</i> Horváth, 1895																	3
163	LC	<i>Pterotmetus staphyliniformis</i> (Schilling, 1829)					1	1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	9
164	LC	<i>Trapezonotus arenarius</i> (Linnaeus, 1758)					1												8
165	LC	<i>Lamprodema maura</i> (Fabricius, 1803)																	4
166	LC	<i>Megalonotus antennatus</i> (Schilling, 1829)																	1
167	LC	<i>Megalonotus sabulicola</i> (Thomson, 1870)																	5
168	LC	<i>Sphragisticus nebulosus</i> (Fallén, 1807)																	5
169	LC	<i>Aellopus atratus</i> (Goeze, 1778)																	2
170	LC	<i>Beosus maritimus</i> (Scopoli, 1763)																	7
171	LC	<i>Graptopeltus lynceus</i> (Fabricius, 1775)																	6
172	LC	<i>Peritrechus geniculatus</i> (Hahn, 1832)																	5

Wanzenarten	Lacken																												
	8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	39	40	41	270													
Lfd. Rote																													
Nr. Liste																													
Bgld.											+52	+36					+38						+62						
173 LC						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													5	
174 LC							1	1	1	1	1	1	1	1	1													6	
175 LC																												3	
176 LC						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													2	
177 LC																												4	
178 LC																												4	
179 <b>NT</b>						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													1	
180 LC																												7	
181 LC																												6	
182 LC																												1	
183 <b>DD</b>																												1	
<b>Piesmatidae</b>																													
184 <b>EN</b>						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													8	
185 LC						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													2	
186 LC						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													3	
<b>Berytidae</b>																													
187 LC																												1	
188 LC																												5	
189 LC						1	1	1	1	1	1	1	1	1	1													1	
190 <b>NT</b>																												4	
191 <b>NT</b>																												1	
<b>Pyrrhocoridae</b>																													
192 LC																												1	
193 LC																												3	
<b>Alydidae</b>																													
194 LC																												5	

Wanzenarten		Lacken															
Lfd. Rote Nr. Liste Bjld.		8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	39	40	41	270
												+52	+36				
													+38				
													+62				
	<b>Coreidae</b>																
195	LC			1													1
196	LC							1		1			1				3
197	<b>NT</b>											1	1	1			3
198	LC					1						1			1		3
199	LC							1				1	1				3
	<b>Rhopalidae</b>																
200	LC			1		1	1	1	1	1	1		1	1	1	1	12
201	LC			1		1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	1	12
202	LC											1	1	1	1	1	5
203	LC							1									1
204	LC					1						1					3
205	LC											1					2
206	LC											1					1
207	LC											1				1	4
208	LC																1
209	LC							1						1	1	4	4
	<b>Stenocephalidae</b>																
210	LC									1			1				2
	<b>Plataspidae</b>																
211	LC									1			1				3
	<b>Cydnidae</b>																
212	LC																1
213	LC											1				1	1
214	LC														1		1

Wanzenarten	Lacken																	
	8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	39	40	41	270		
Lfd. Rote Nr. Liste Bjld.																		
215 LC Tritomegas bicolor (Linnaeus, 1758)	1										1						2	
216 LC Tritomegas sexmaculatus (Rambur, 1839)												1					1	
<b>Thyreocoridae</b>																		
217 LC Thyreocoris scarabaeoides (Linnaeus, 1758)							1										1	
<b>Scutelleridae</b>																		
218 LC Eurygaster austriaca (Schrank, 1776)					1												1	
219 LC Eurygaster maura (Linnaeus, 1758)					1			1	1	1	1	1	1	1	1		6	
220 LC Eurygaster testudinaria (Geoffroy, 1785)					1										1		3	
221 LC Odontocelis fuliginosa (Linnaeus, 1761)										1		1					2	
222 LC Odontotarsus purpureolineatus (Rossi, 1790)										1				1			2	
<b>Pentatomidae</b>																		
223 LC Graphosoma lineatum (Linnaeus, 1758)					1												2	
224 LC Podops inunctus (Fabricius, 1775)					1						1	1					7	
225 NT Vilpianus galii (Wolff, 1802)								1			1	1					4	
226 LC Sciocoris microphthalmus Flor, 1860										1							1	
227 LC Sciocoris cusitans (Fabricius, 1794)											1		1				2	
228 LC Sciocoris distinctus Fieber, 1851					1				1	1							4	
229 NT Sciocoris sulcatus Fieber, 1851									1								1	
230 LC Aelia acuminata (Linnaeus, 1758)					1								1	1			7	
231 LC Neottiglossa leporina (Herrich-Schäffer, 1830)											1	1	1	1			6	
232 LC Neottiglossa pusilla (Gmelin, 1790)					1												3	
233 VU Anthemimia lunulata (Goeze, 1778)											1	1	1				3	
234 EN Anthemimia varicornis (Jakovlev, 1874)					1						1	1	1	1	1		10	
235 LC Carpocoris fuscipinus (Boheman, 1849)															1		1	
236 LC Carpocoris pudicus (Poda, 1761)															1		1	
237 LC Carpocoris purpureipennis (De Geer, 1773)															1		4	
238 LC Dolycoris baccarum (Linnaeus, 1758)					1										1	1	6	

Wanzenarten		Lacken																
Lfd. Nr.	Rote Liste Bgld.	8	14	18	21	22	25	26	28	30	32	34	35	39	40	41	270	
239	LC			1							1				1			3
												1						1
240	LC										1							1
241	LC										1			1				2
242	LC												1	1				2
243	LC										1							1
244	LC		1												1			2
		13	26	32	11	82	65	79	59	77	14	103	81	70	88	16	7	823

# Chemie der Salzlacken – Stapeldiagramme

Im Rahmen der Erhebung des ökologischen Zustandes sowie Entwicklung individueller Erhaltungskonzepte für die Salzlacken des Seewinkels (2008-2011)

Dr. Rudolf Krachler

## Methoden der chemischen Analytik

### 1. Probenentnahme und Feldparameter

Die Proben wurden sorgfältig unter Verhinderung von Störungen, insbesondere die Aufwirbelung des Sediments, in 1 L Polypropylen Probenflaschen abgefüllt und sofort mit Alu-Folie lichtdicht umwickelt, um die photosynthetische Algenaktivität zu unterbinden. Um mikrobielle Abbauprozesse weitestmöglich zu unterbinden erfolgten der Transport und die weitere Lagerung bei +2° C in einem mobilen Kühlgerät.

In derselben, nicht abgefüllten Probe wurden die Feldparameter Temperatur, pH und spez. elektr. Leitfähigkeit  $\sigma_{25}$  mit handelsüblichen Feldmessgeräten von WTW® gemessen. Zur Messung des pH wurde die Probe auf 25° C temperiert.

### 2. Abtrennung der Trübe (suspended matter)

Nachdem von zahlreichen Interaktionen zwischen der flüssigen Phase (der Lösung) und der sehr großen Oberfläche der weit unter 1  $\mu\text{m}$  messenden Trübeartikel sehr rasche und nachhaltige Veränderungen der chemischen Zusammensetzung der Lösung ausgehen, ist die unmittelbare und vollständige Abtrennung der Trübe von der klaren Lösung von größter Bedeutung.

Die sonst an natürlichen Wasserproben vorgenommene Druckfiltration durch das genormte GF/F Glasfaserfilter (Whatman®) ist bei Seewinkelproben nicht anwendbar, weil der alkalische pH sowie die feine Dispersion der Partikel die Filterporen quellen und verstopfen.

Sämtliche Proben wurden daher sofort nach Ankunft im Labor mit einer gekühlten Laborzentrifuge bei 3.500 bis 4.000 rpm zentrifugiert.

### 3. Laborparameter

a. Die Bestimmung der Kationen  $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$  und  $\text{K}^+$  erfolgte mit der Methode der Flammen-AAS.

b. Die Konzentrationen der Anionen  $\text{SO}_4^{2-}$  und  $\text{Cl}^-$  wurden mit dem Ionenchromatographen (IC) gemessen.

c. Die Alkalität oder das Säurebindungsvermögen (SBV), also die Soda-Gesamtkonzentration  $c(\text{HCO}_3^-) + c(\text{CO}_3^{2-})$  wurde durch Titration der Probe mit 0,1 m HCl bis zum Endpunkt pH 4,2 ermittelt.

### Methodik der erhobenen Literaturdaten

Gerabek (1952) gibt keinerlei methodische Informationen.

Löffler (1959) macht leider keine Angaben zur Abtrennung der Trübe.

Chlorid  $\text{Cl}^-$  wurde nach Mohr,  $\text{Ca}^{2+}$  und  $\text{Mg}^{2+}$  komplexometrisch titriert.

Die Konzentrationen von  $\text{Na}^+$  und  $\text{K}^+$  wurden flammenphotometrisch erhalten.

Sulfat  $\text{SO}_4^{2-}$  wird von Löffler nicht analytisch ermittelt, sondern als Restglied der Ionensumme berechnet.

Fischer-Nagel (1977)

Auch bei Fischer-Nagel finden sich keine Hinweise auf das zur Anwendung gebrachte Verfahren zur Abtrennung der Trübe.

Abweichend von Löffler (1959) wurde Sulfat als Bariumsulfat gefällt und der Endpunkt auf Natriumrhodizonatpapier tüpfelanalytisch ermittelt.

Metz (1989)

Zur Abtrennung der Trübe kombiniert Metz die Filtration durch das GF/F Filter (Whatman®) mit einer anschließenden Zentrifugation.

Abweichend von den bei Löffler angegebenen Methoden bestimmte Metz Sulfat nach Abtrennung der Erdalkalimetalle ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ) mit der Ionenaustauschersäule durch Titration mit Bariumperchloratlösung, wobei zur Endpunktbestimmung Thorin als Indikator diente.

## Stapeldiagramme

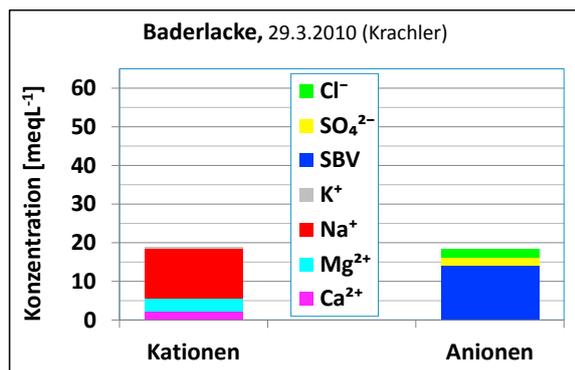
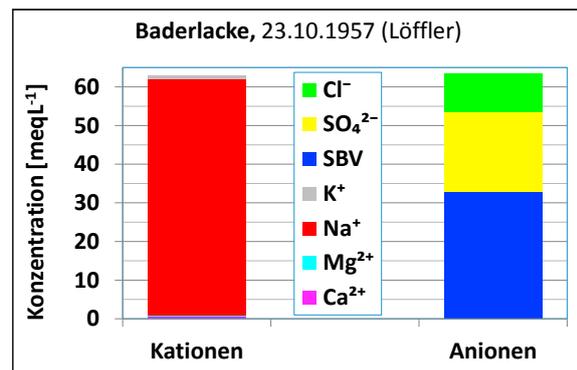
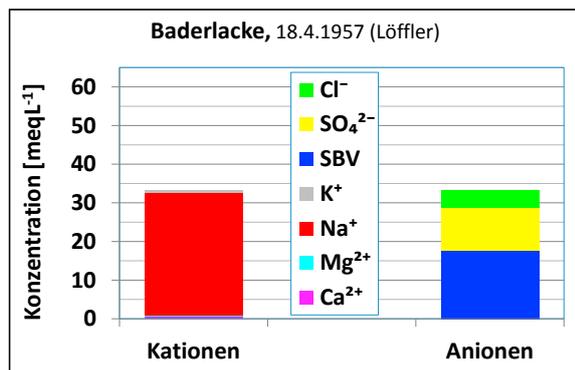
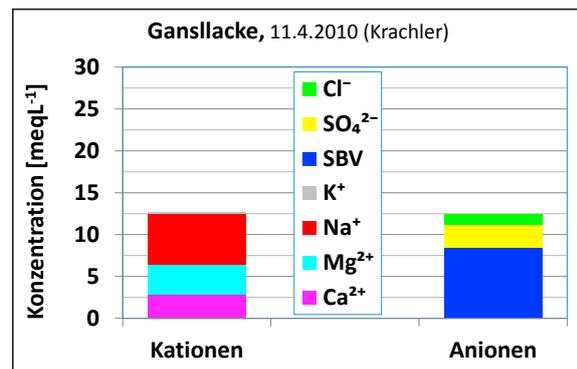
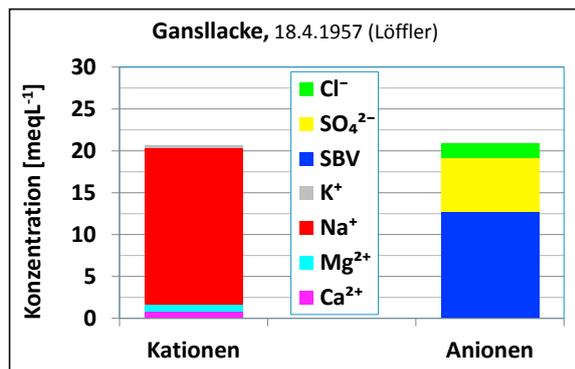
Die Ergebnisse (Konzentrationen) der chemischen Analysen der Wassersäule wurden in leicht interpretierbaren Stapeldiagrammen dargestellt, wobei die jeweils salinitätsbestimmenden Kationen ( $\text{Ca}^{2+}$ ,  $\text{Mg}^{2+}$ ,  $\text{Na}^+$  und  $\text{K}^+$ ) und Anionen ( $\text{HCO}_3^-/\text{CO}_3^{2-}$ ,  $\text{SO}_4^{2-}$ ,  $\text{Cl}^-$ ) zu je einem Stapel zusammengefasst wurden. Diese Darstellung lässt auf einen Blick

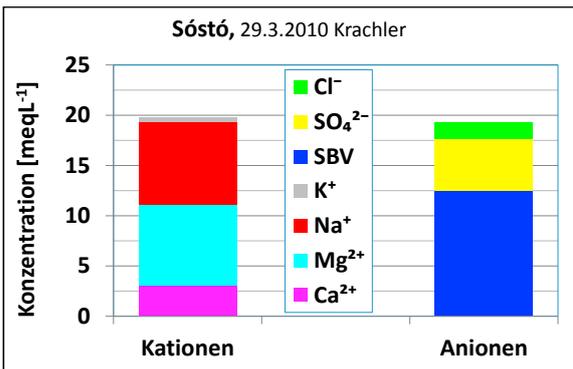
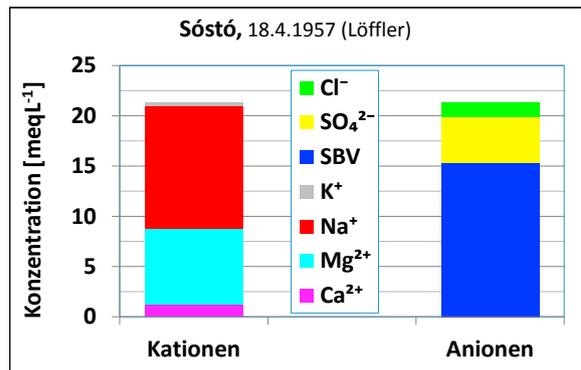
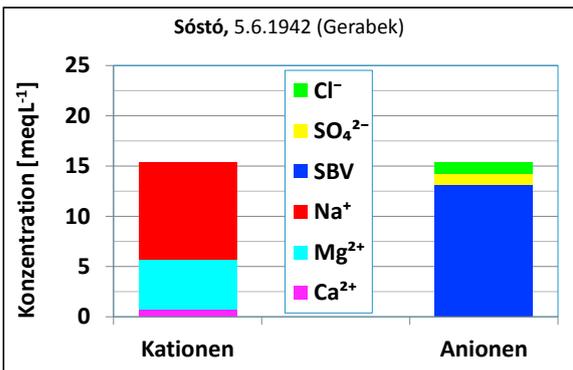
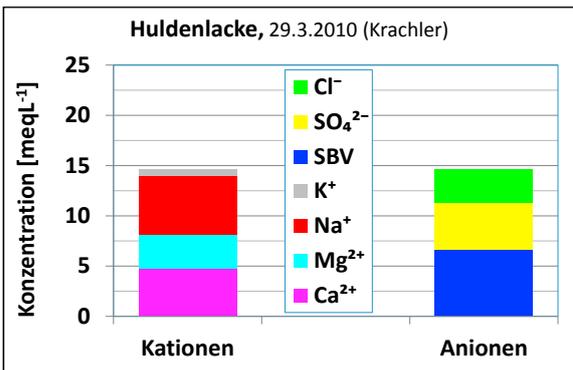
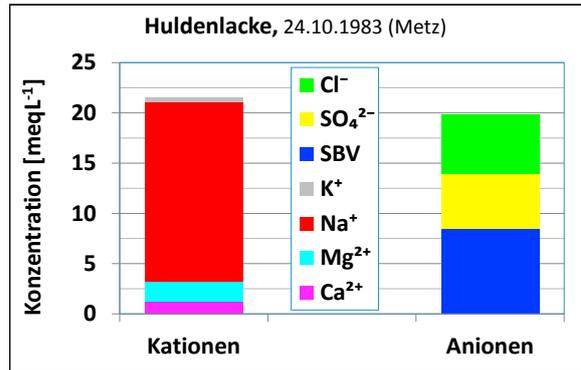
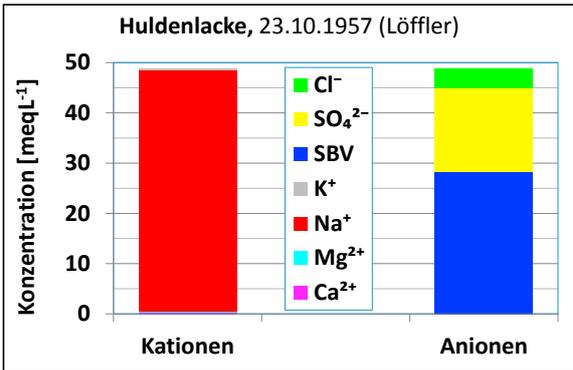
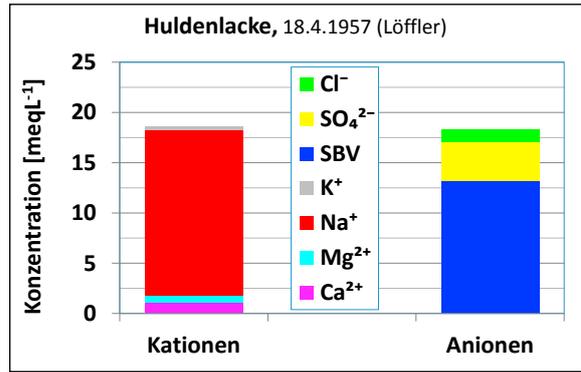
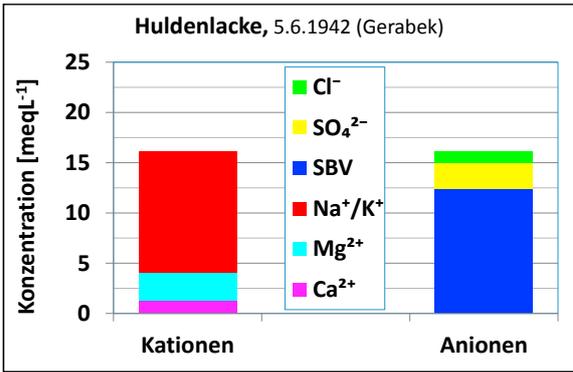
- die **Gesamtsalinität** (Gesamtsalzgehalt) der Wassersäule (=Höhe des Stapels)
- sowie die für Salzlacken sehr aussagekräftigen **Verhältnisse der Ionenkonzentrationen zueinander** erkennen.

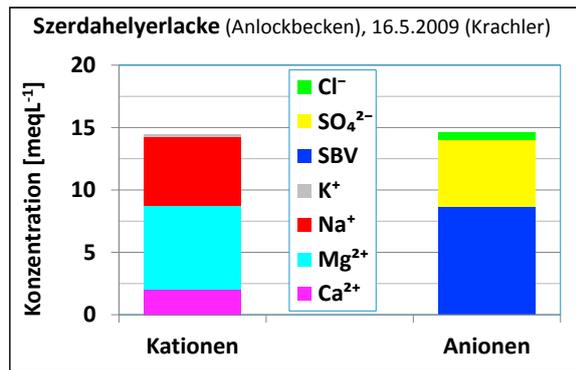
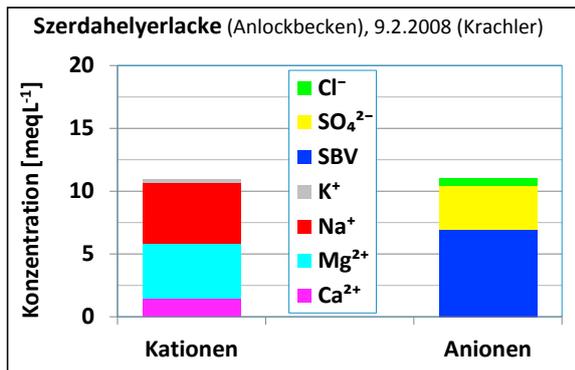
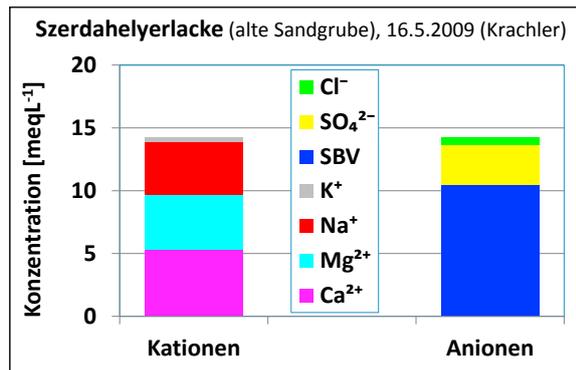
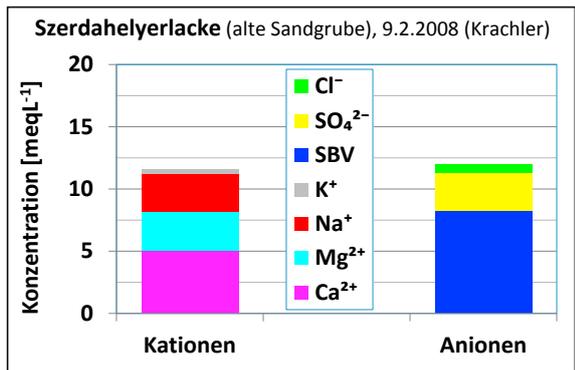
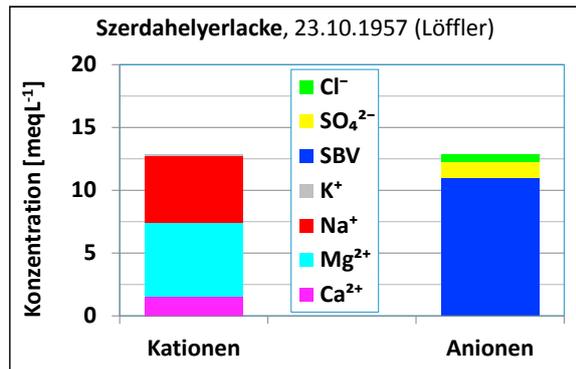
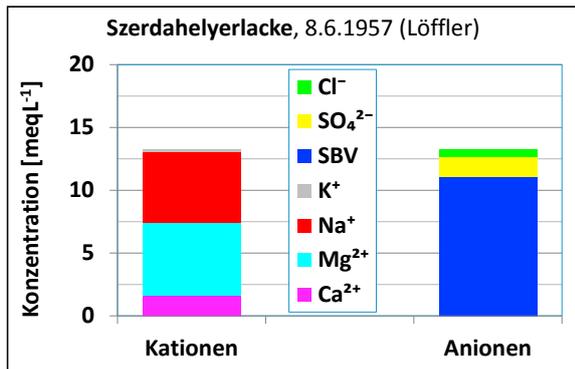
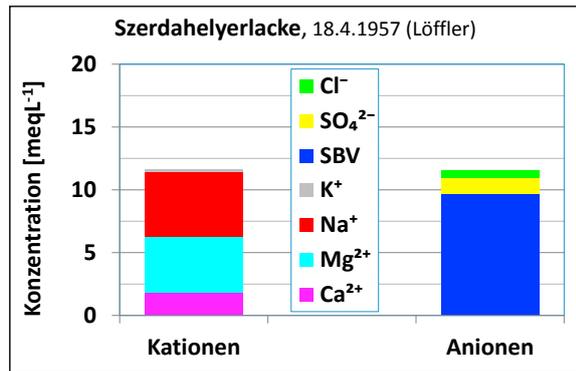
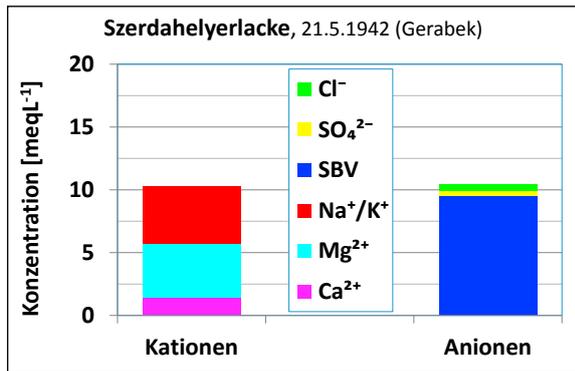
Sobald eine Lösung mehr als ein Salz enthält, ist nur die Teilchenkonzentration (nicht aber die Massenkonzentration in  $\text{mgL}^{-1}$ ) von Aussagewert. Nachdem die Ionen der die Salinität bestimmenden Salze

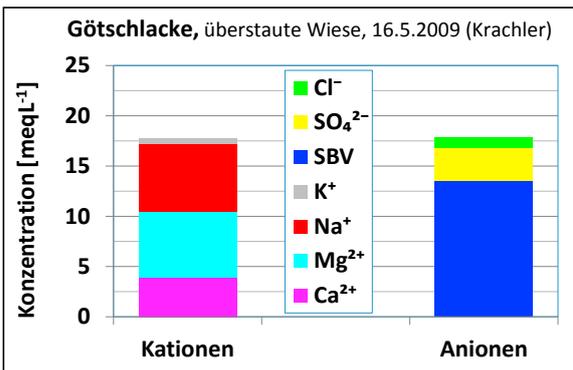
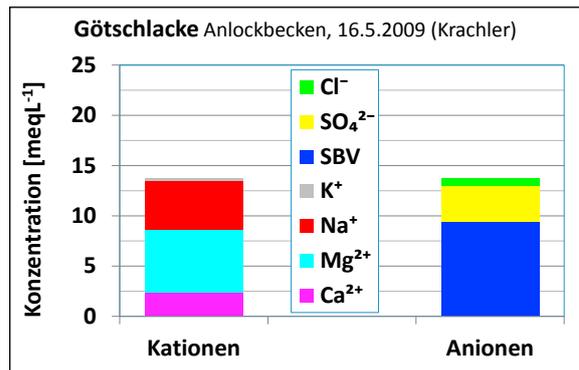
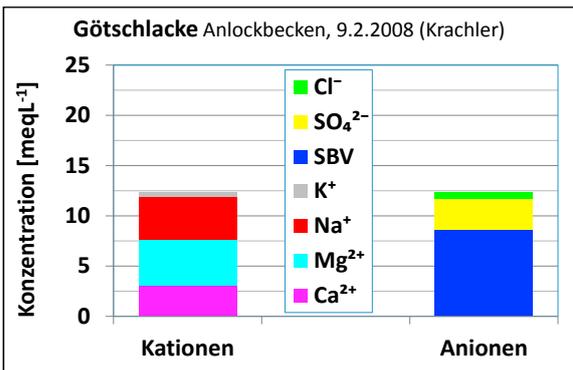
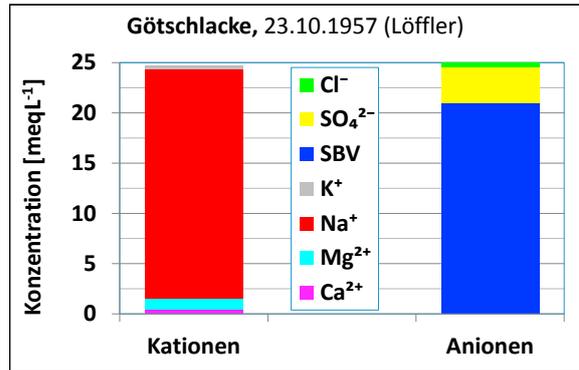
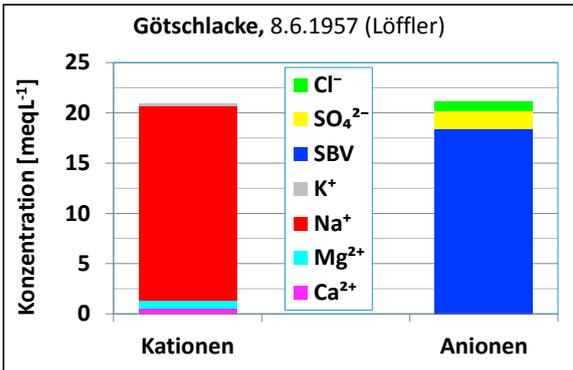
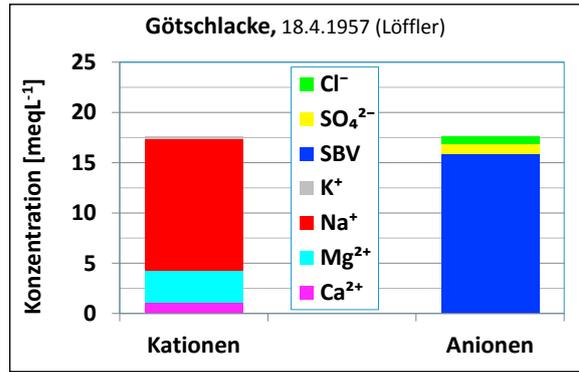
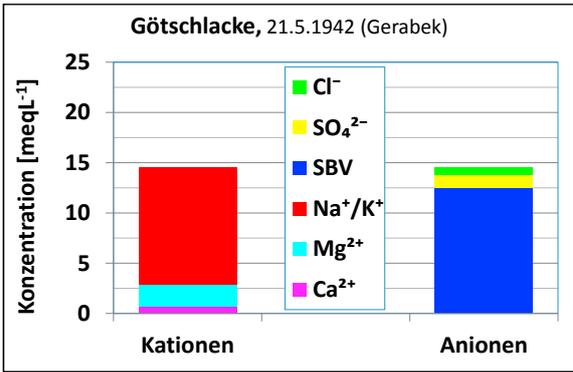
unterschiedliche elektrische Ladungen tragen (siehe weiter oben), erfordert die Bilanzierung der Kationen- und Anionenkonzentration die Berücksichtigung der Ladung in der Konzentration: 1  $\text{Na}^+$ -Kation bindet 1  $\text{Cl}^-$ -Anion während 1  $\text{Ca}^{2+}$ -Kation 2  $\text{Cl}^-$ -Anionen bindet; 1  $\text{Ca}^{2+}$  zählt somit für 2  $\text{Na}^+$ . Analoges gilt für Sulfat  $\text{SO}_4^{2-}$ . Die Konzentration der Ionen ist daher mit deren Ladung zu multiplizieren. Was wir erhalten, ist die sog. **Normalität**, die wir in Äquivalenten pro Liter Lackenwasser, kurz  $\text{eqL}^{-1}$ , angeben. Wird die Normalität als Konzentrationsmaß gewählt, sind der Anionenstapel und der Kationenstapel gleich hoch.

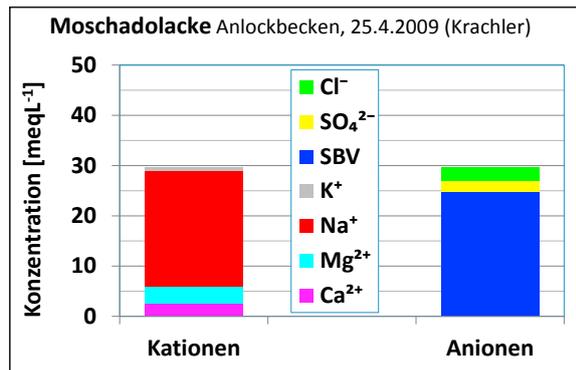
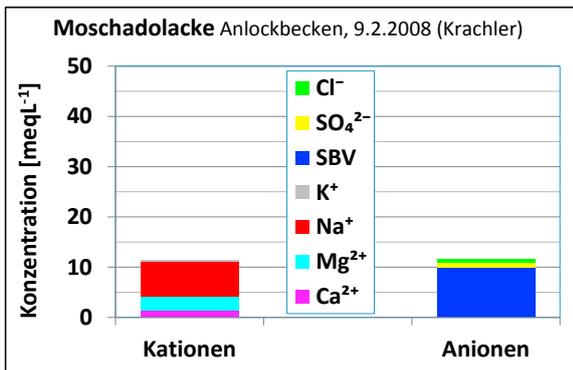
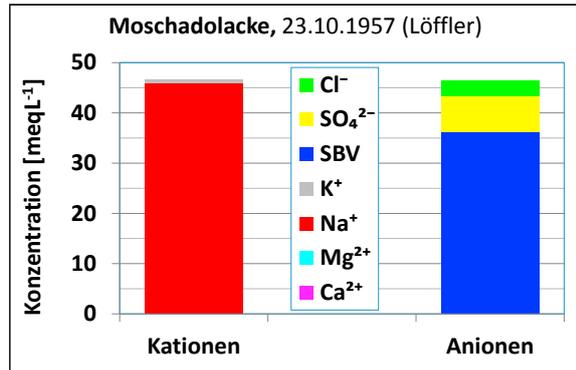
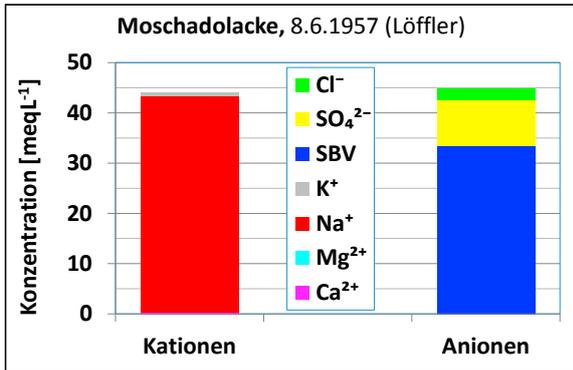
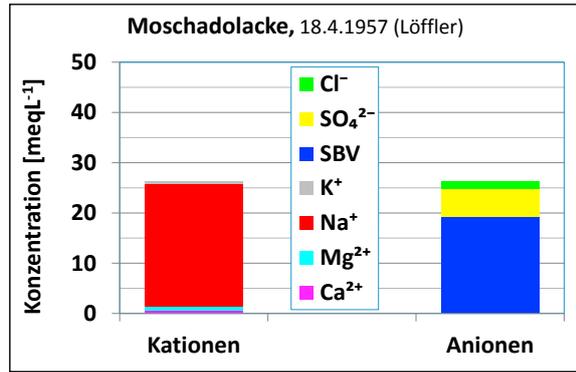
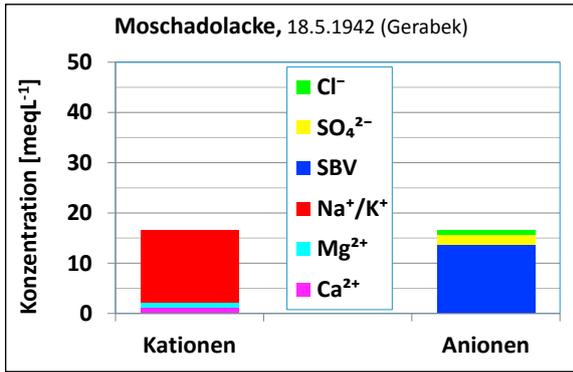
Die **Alkalität oder das Säurebindungsvermögen (SBV)** wird durch Neutralisation mit Salzsäure gemessen und ist in den Seewinkelgewässern mit der Summe der Konzentrationen von Carbonat  $\text{CO}_3^{2-}$  und Hydrogencarbonat  $\text{HCO}_3^-$  gleich zu setzen. Auch die Alkalität wird in  $\text{eqL}^{-1}$  angegeben.

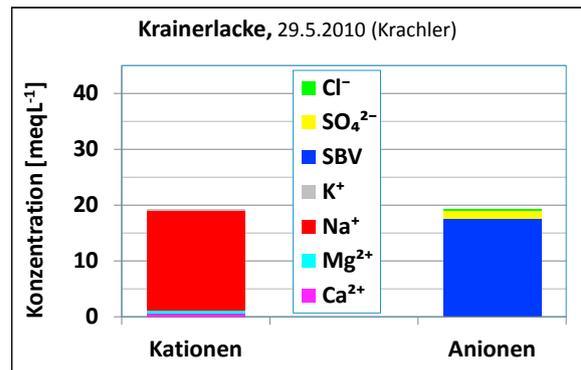
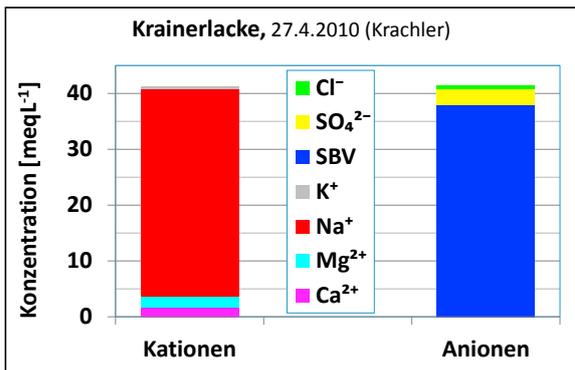
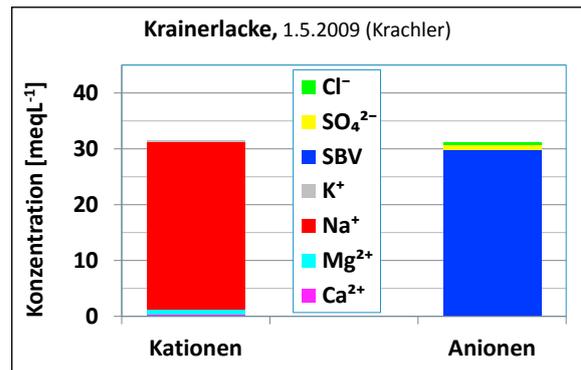
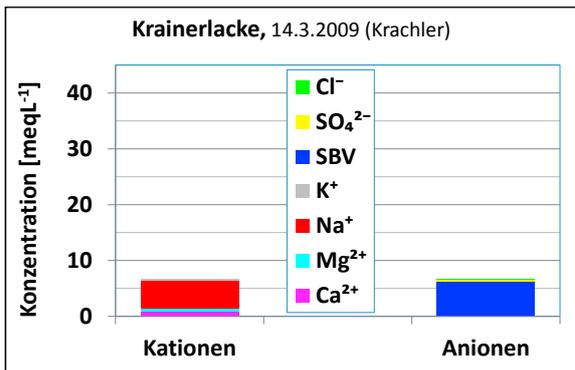
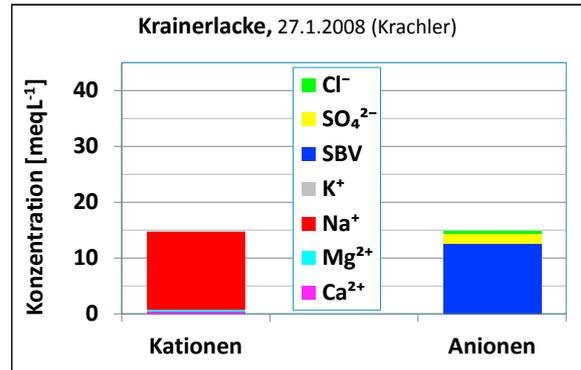
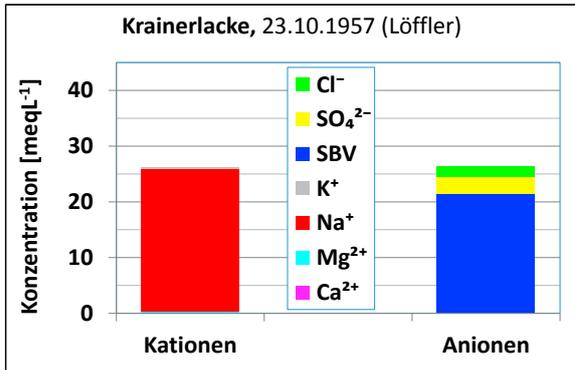
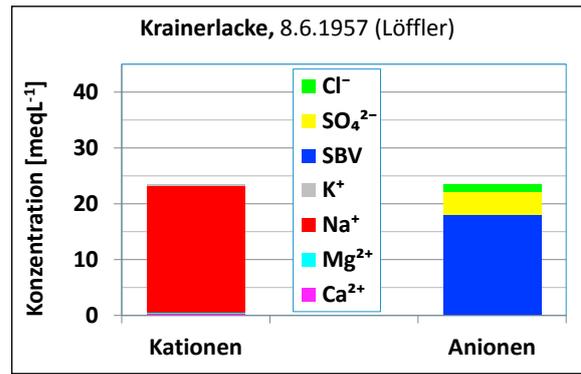
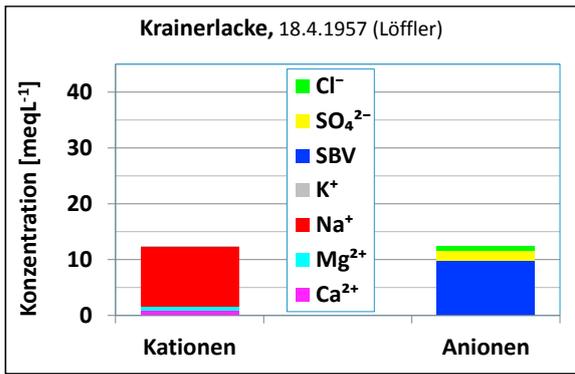


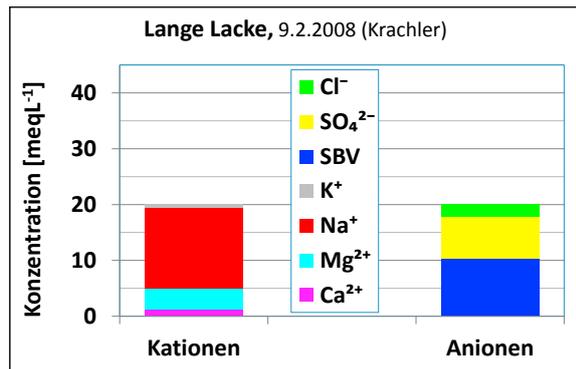
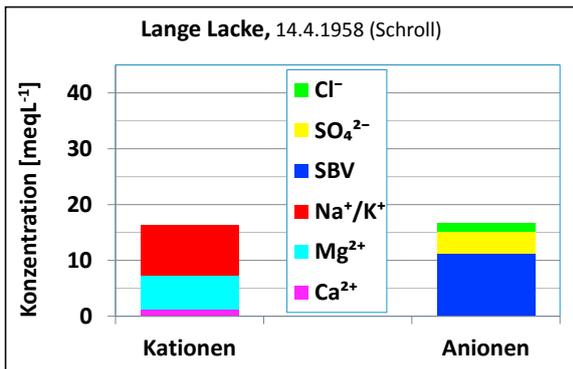
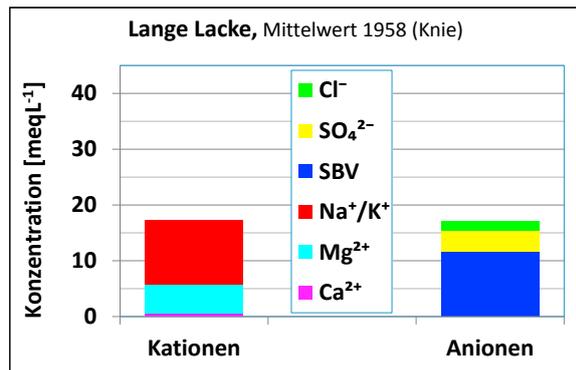
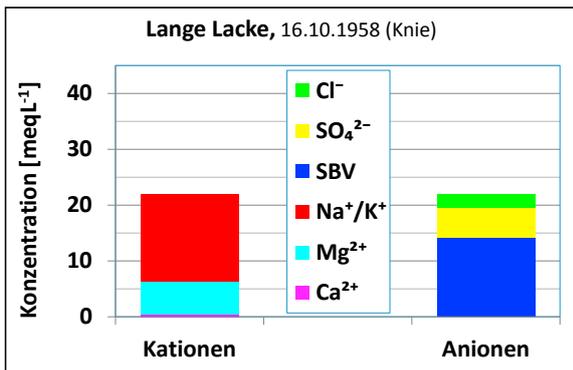
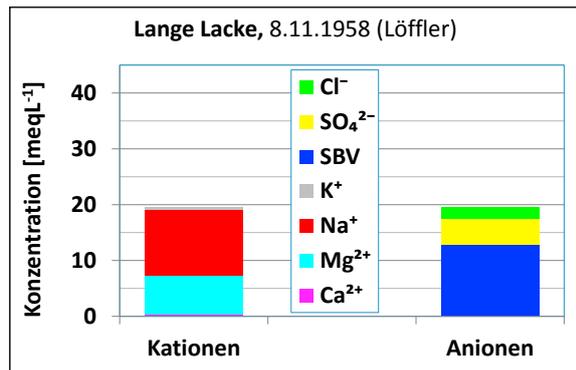
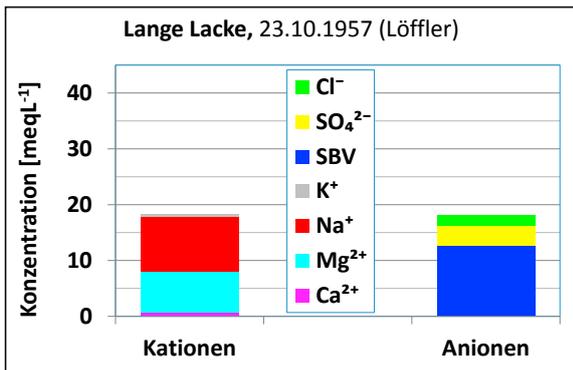
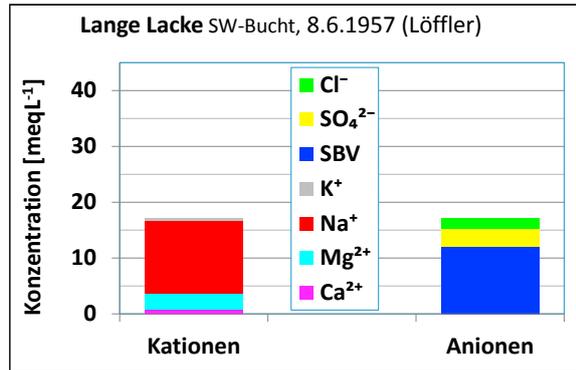
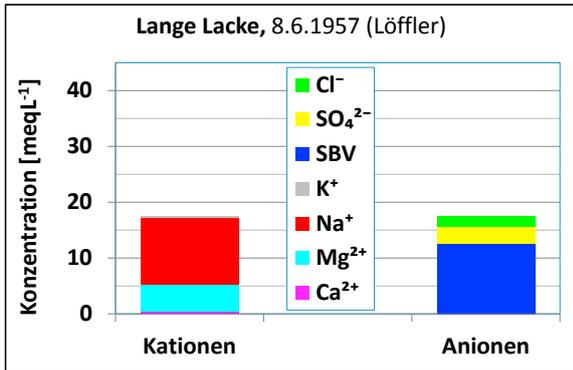
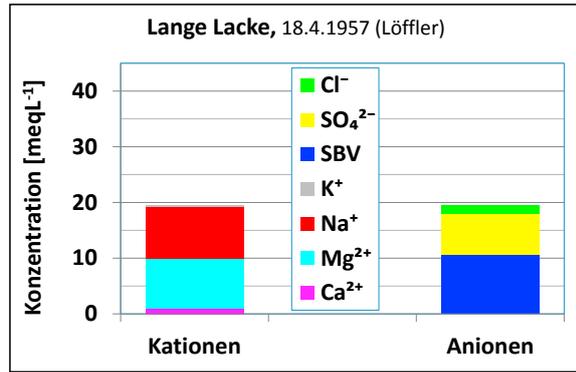
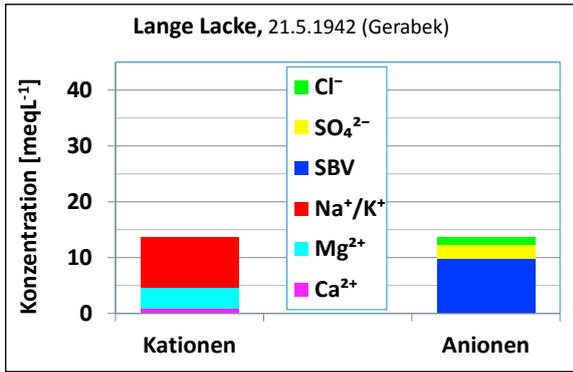


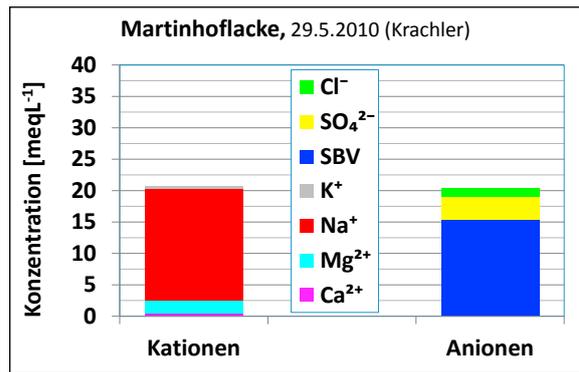
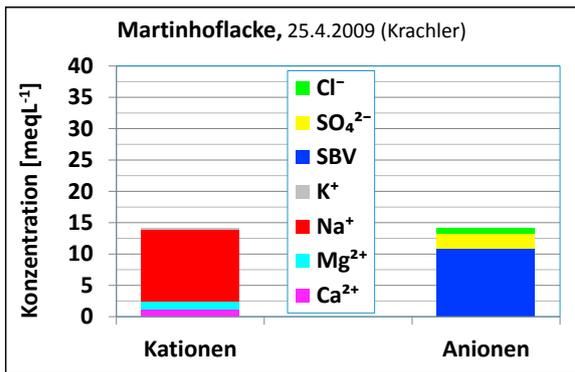
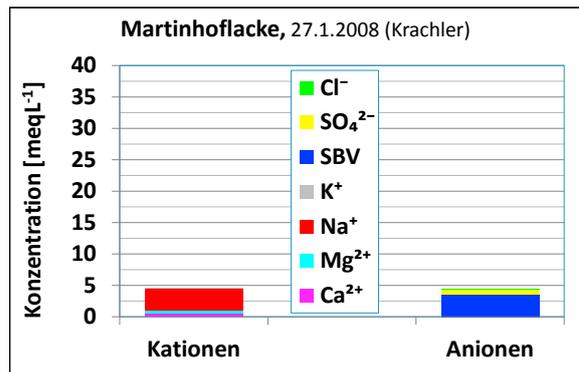
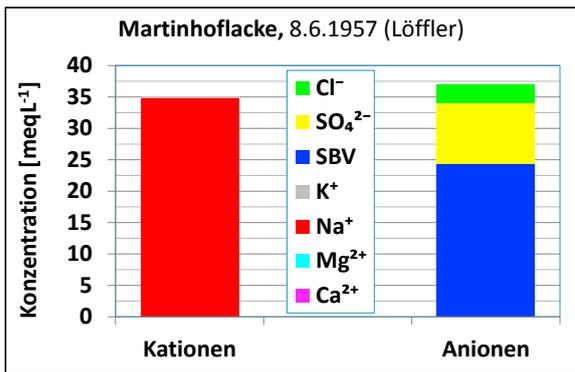
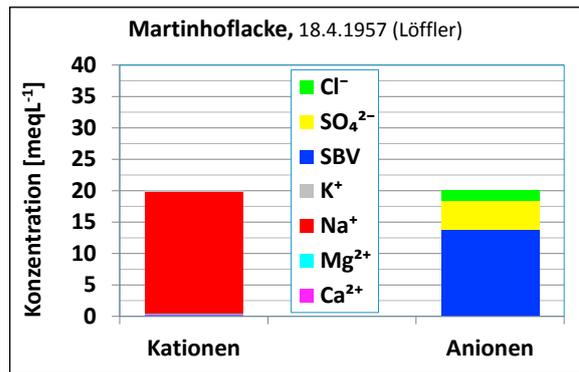
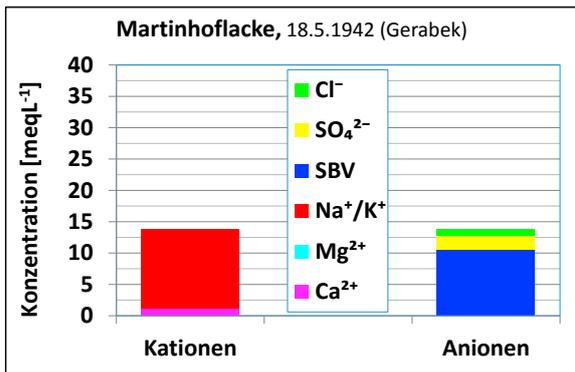
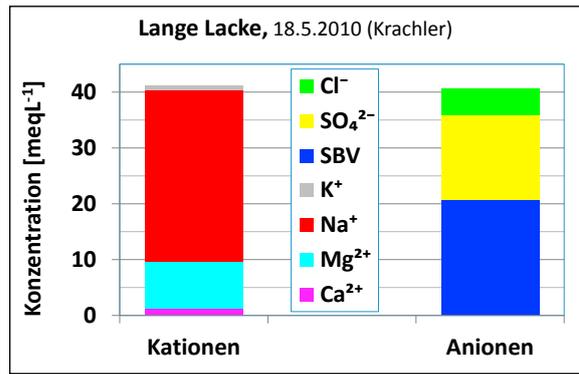
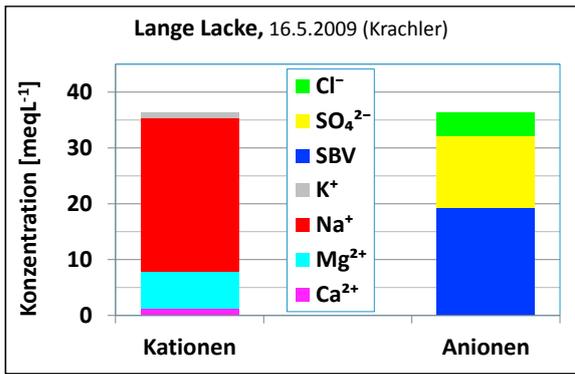


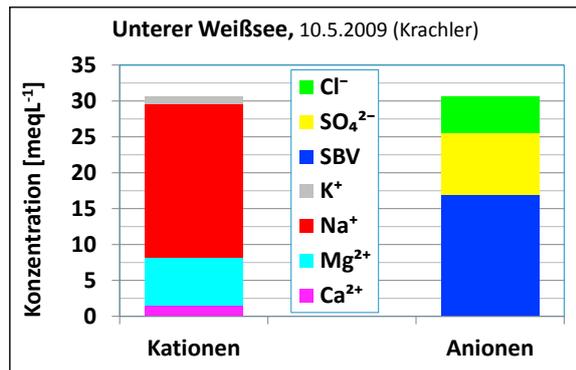
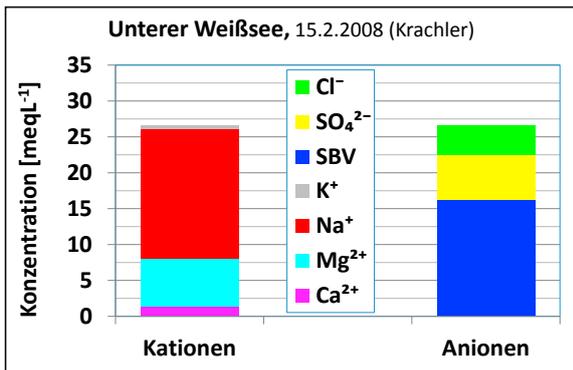
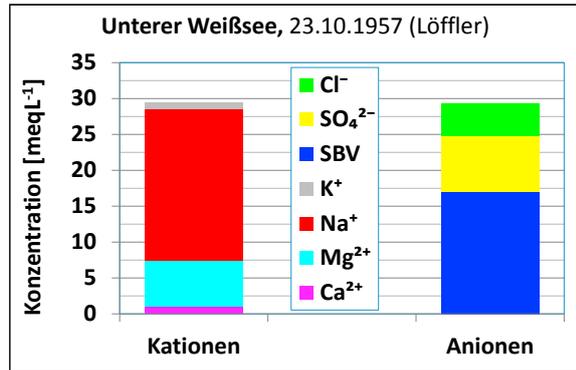
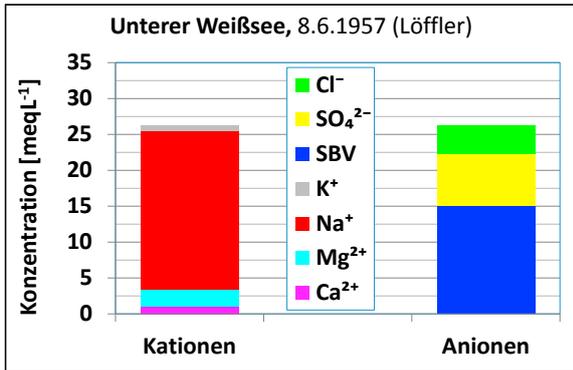
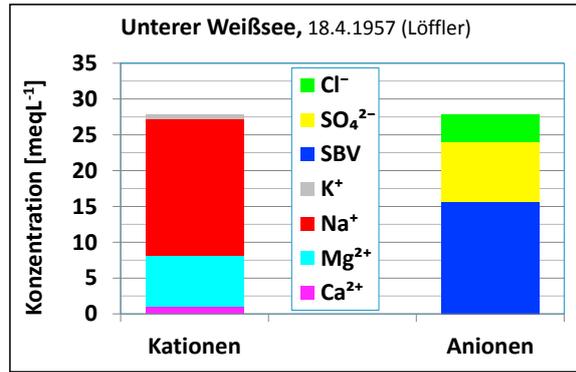
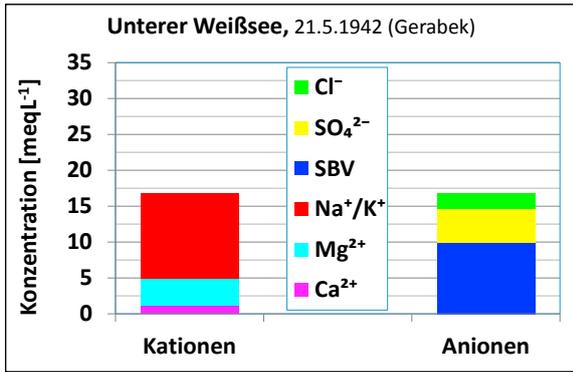


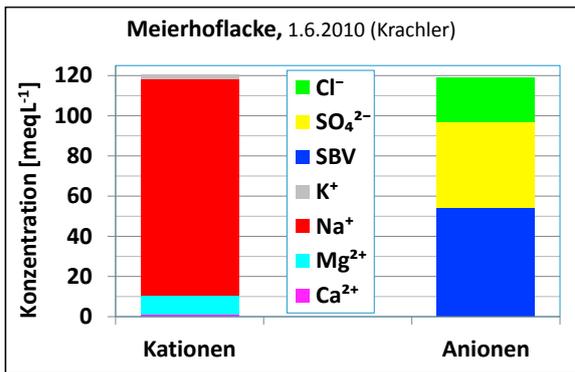
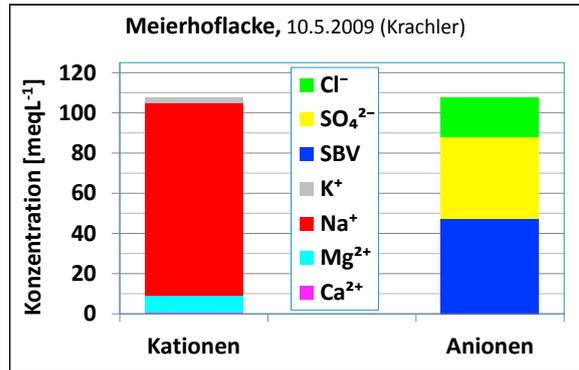
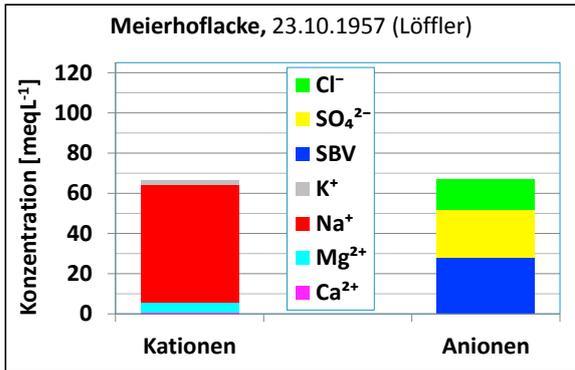
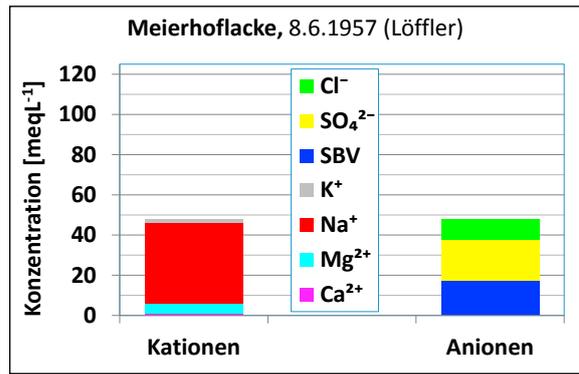
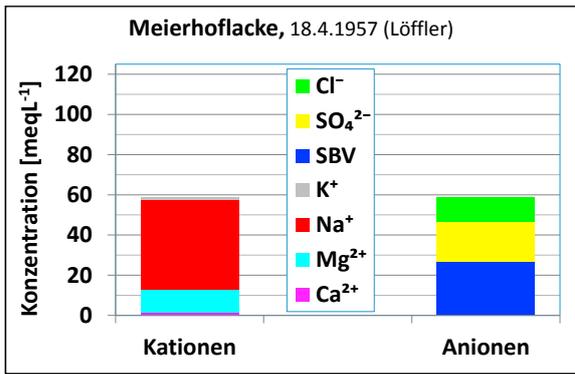


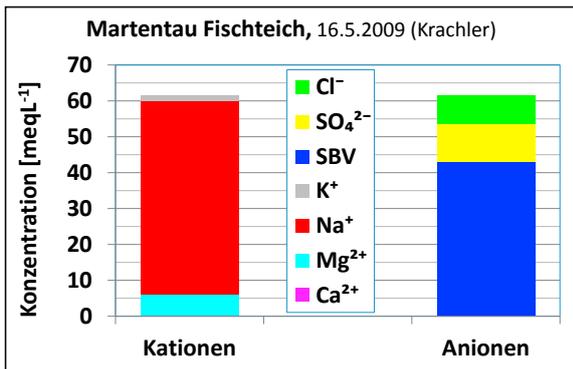
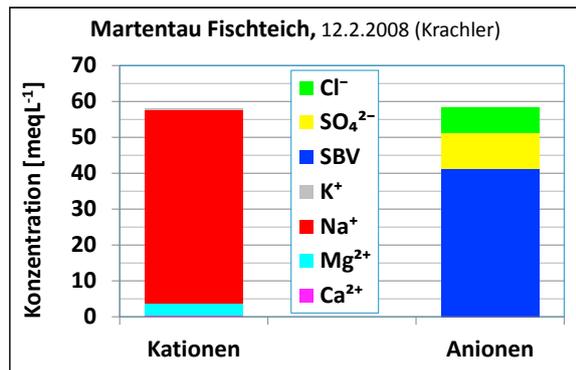
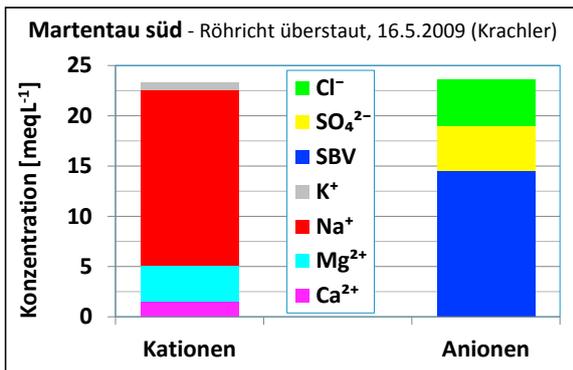
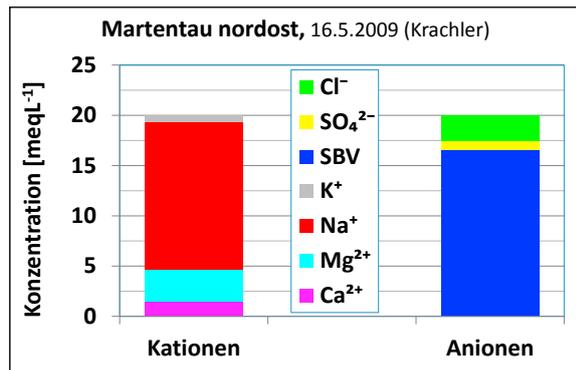
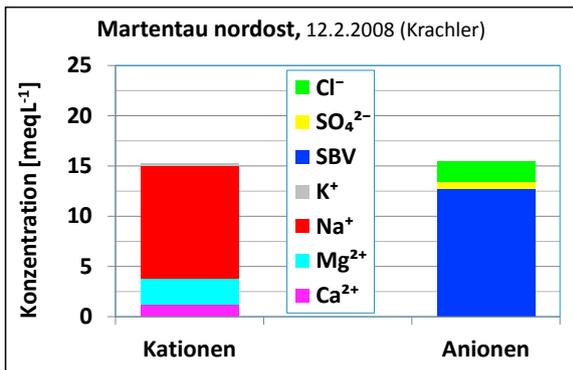
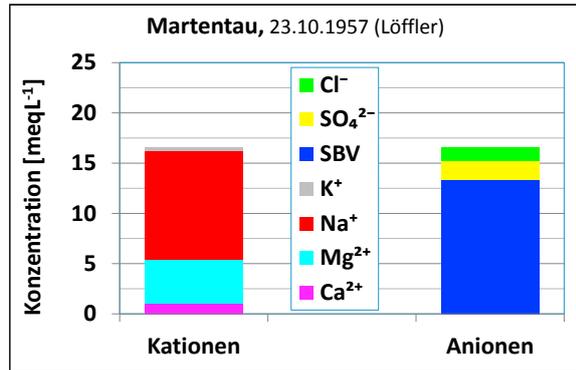
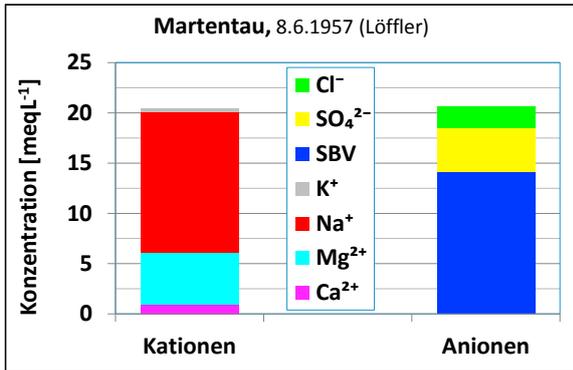
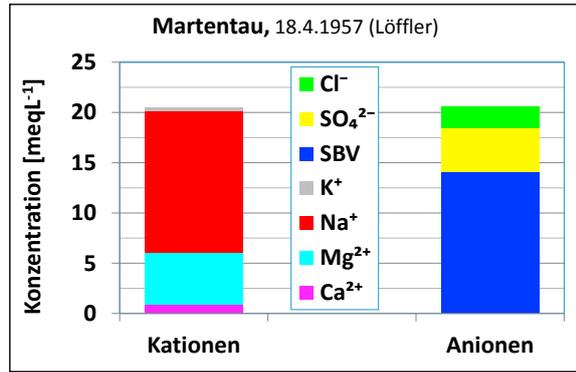
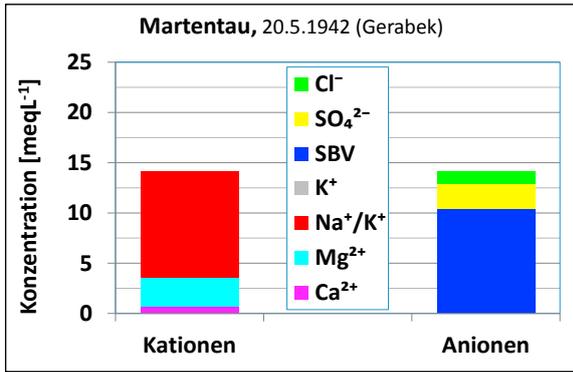


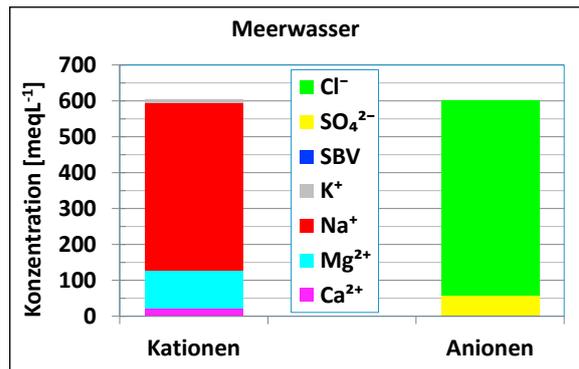
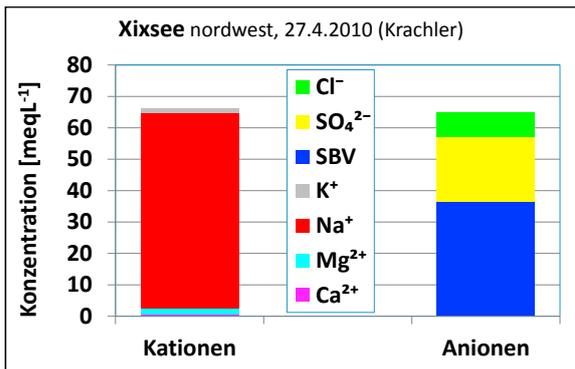
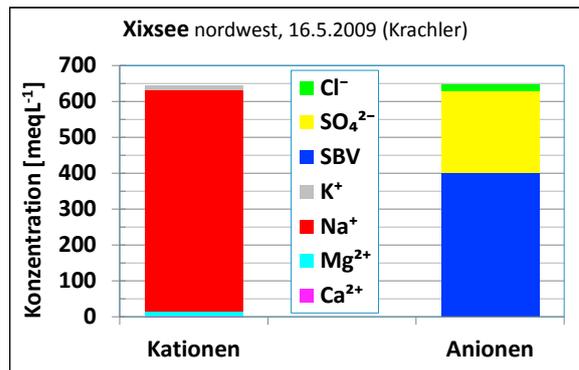
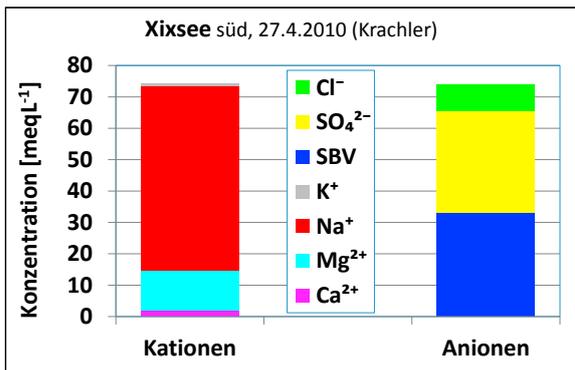
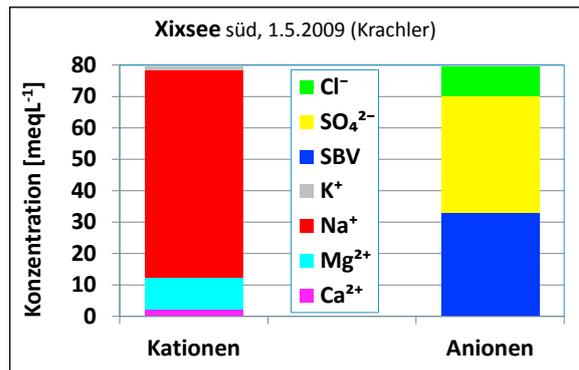
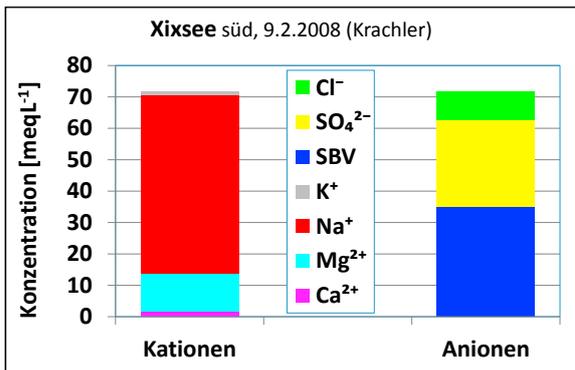
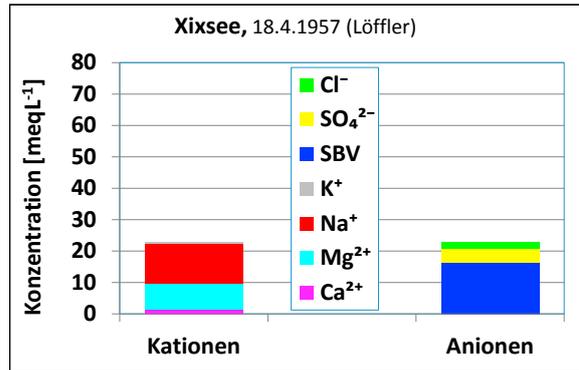
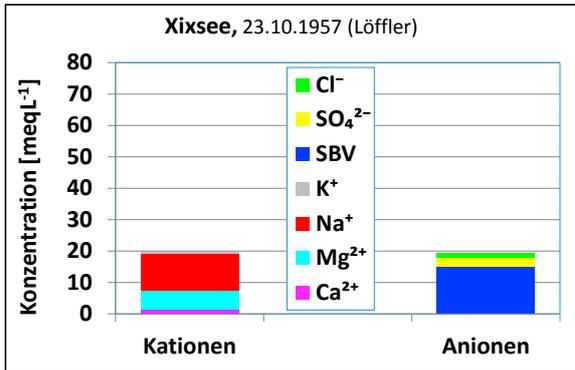
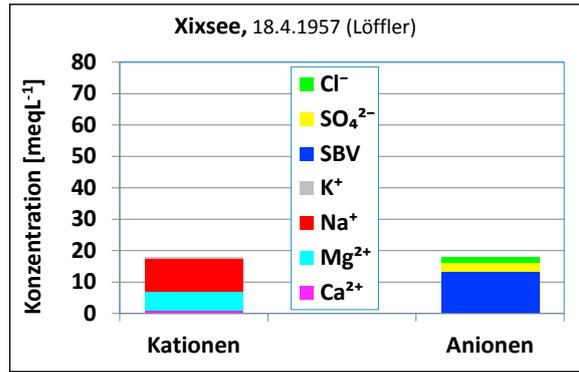
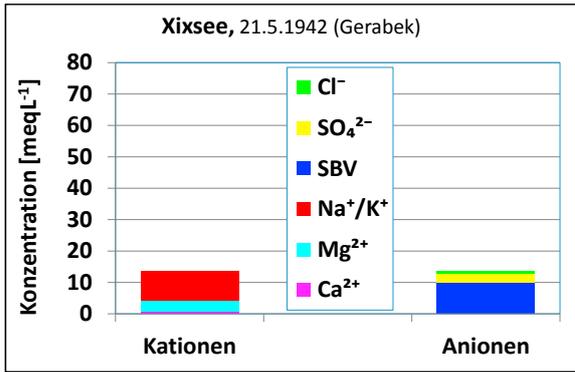


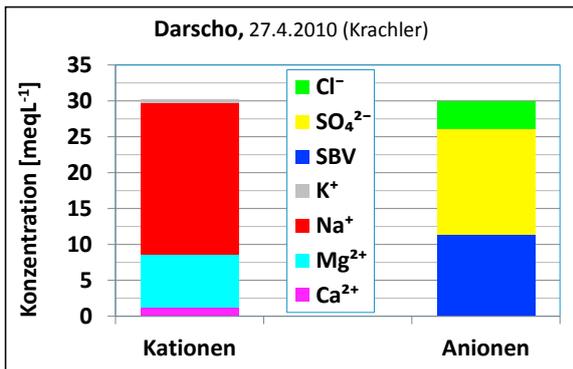
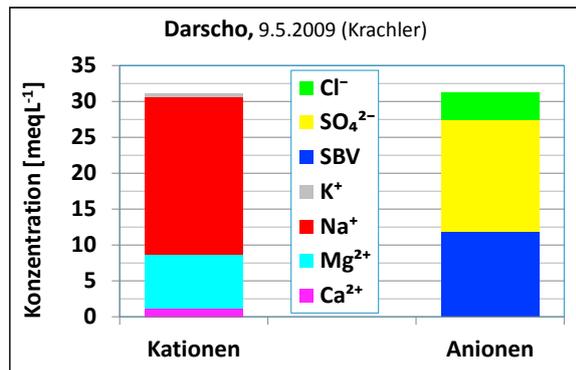
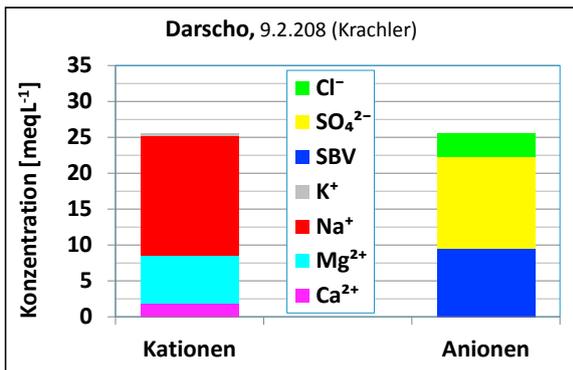
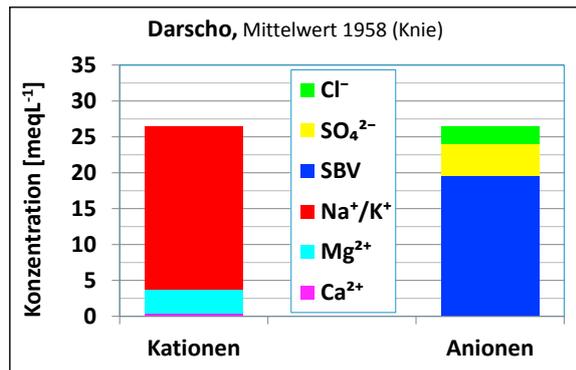
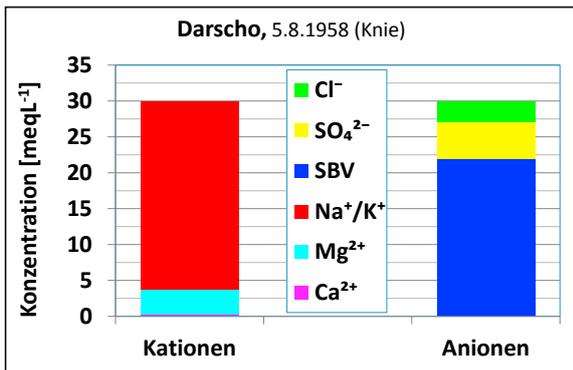
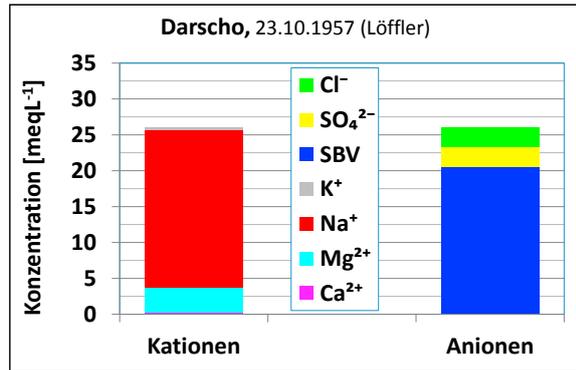
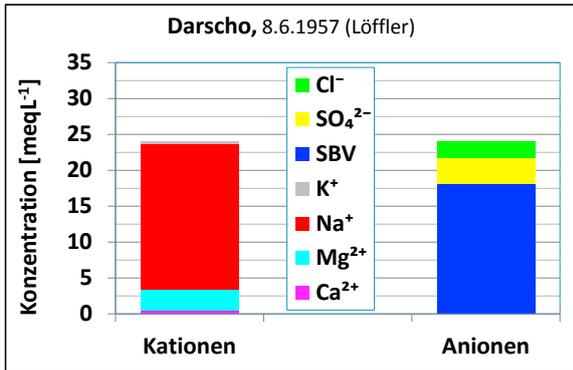
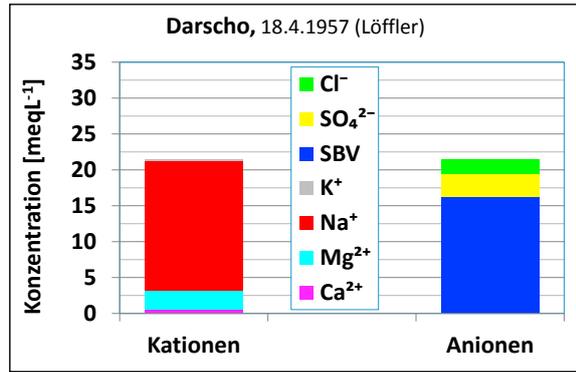
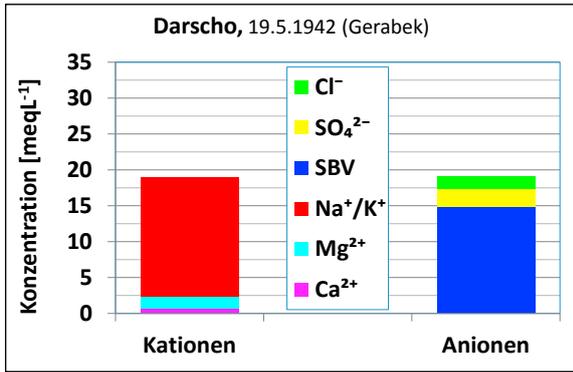


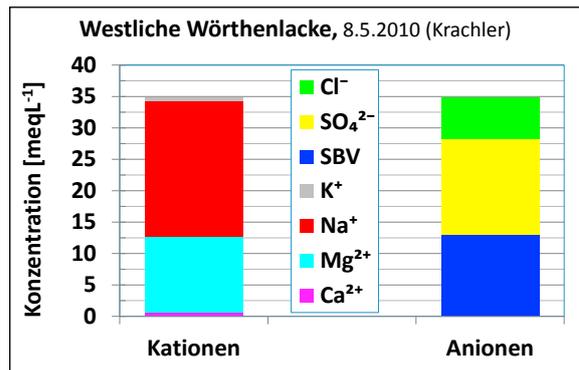
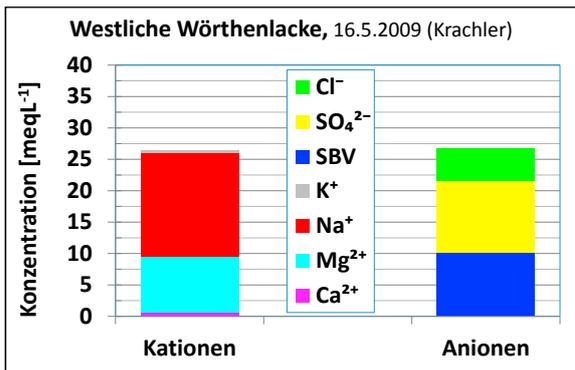
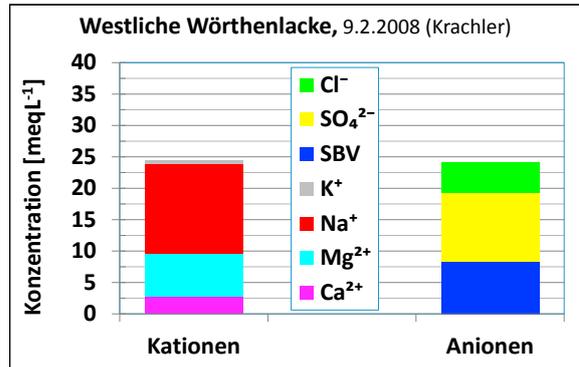
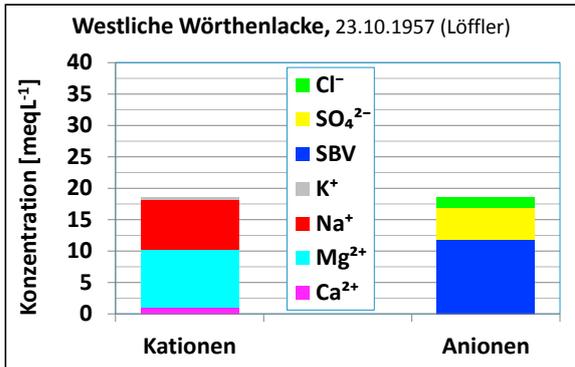
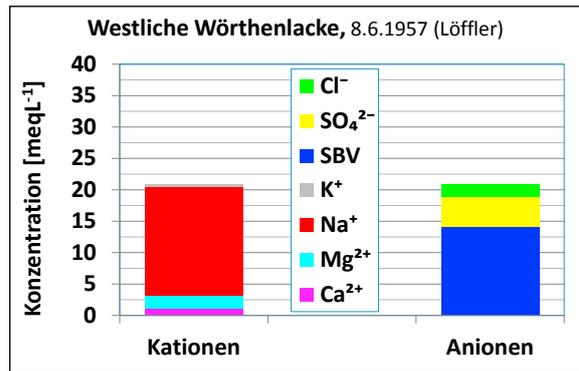
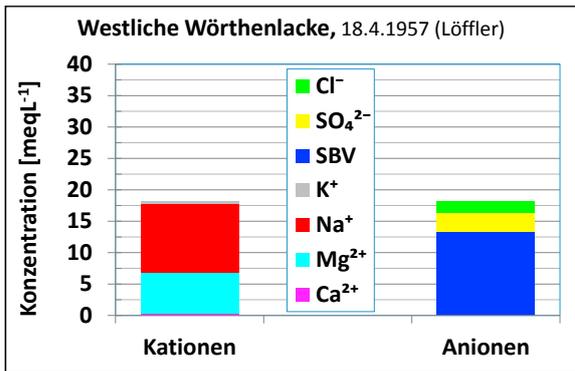


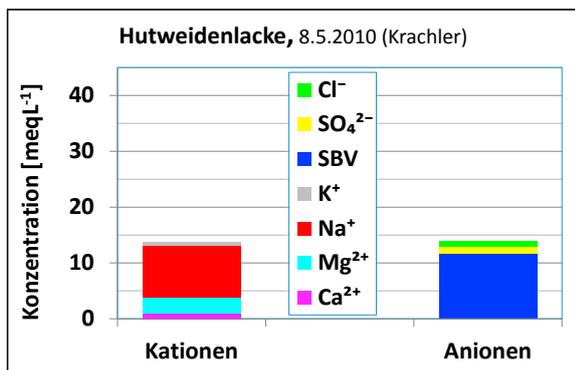
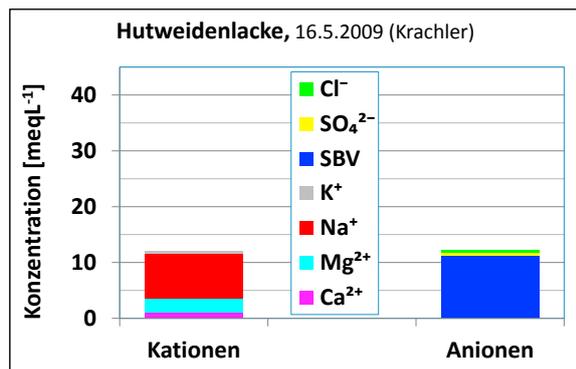
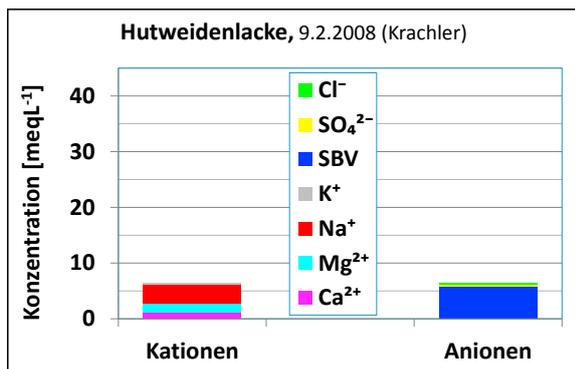
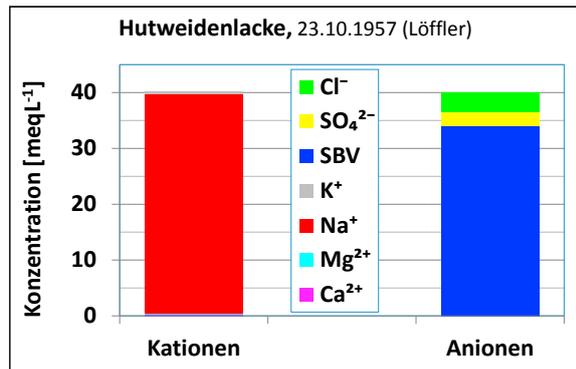
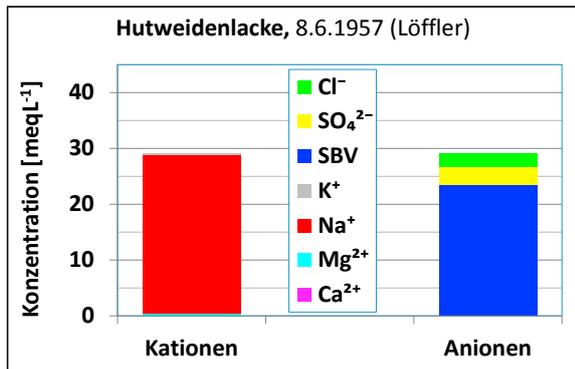
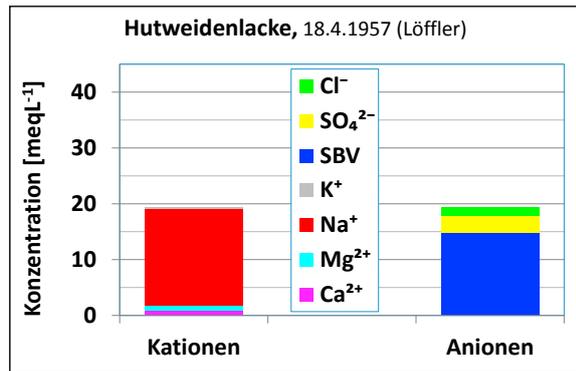
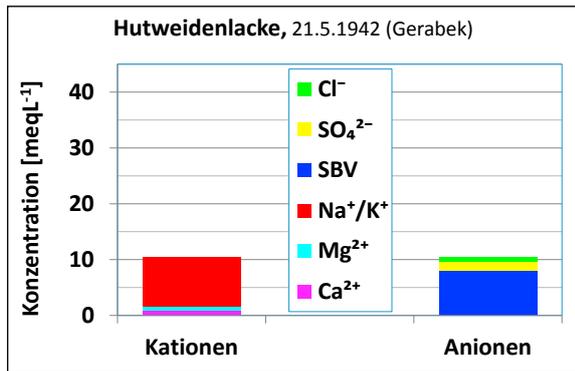


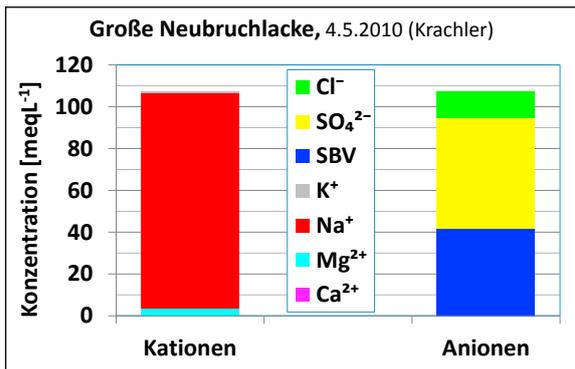
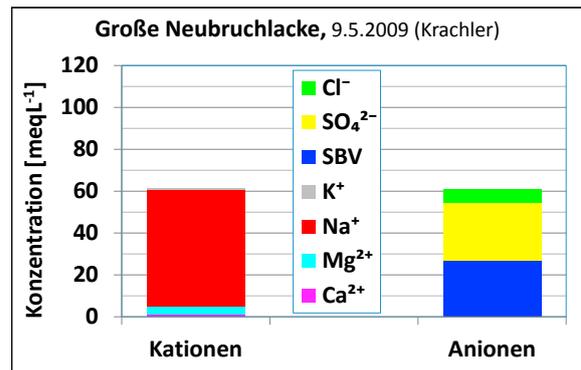
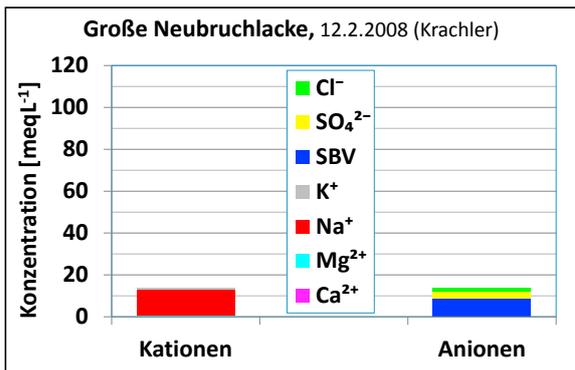
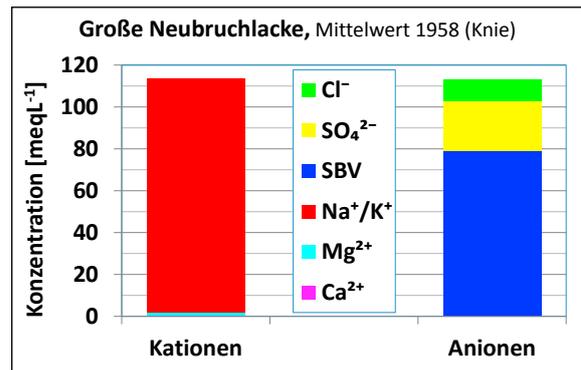
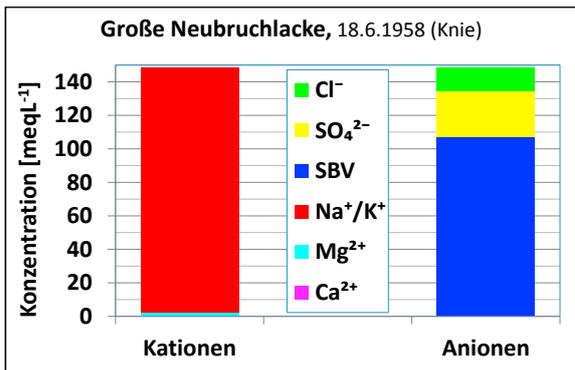
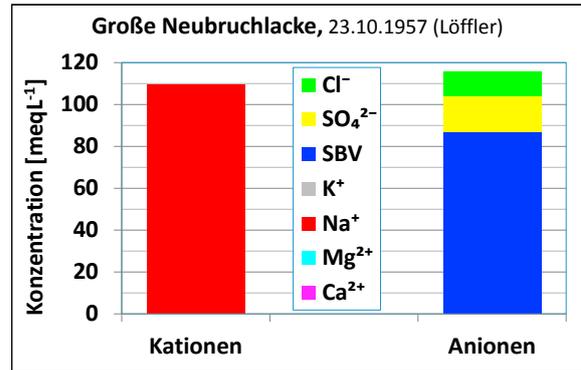
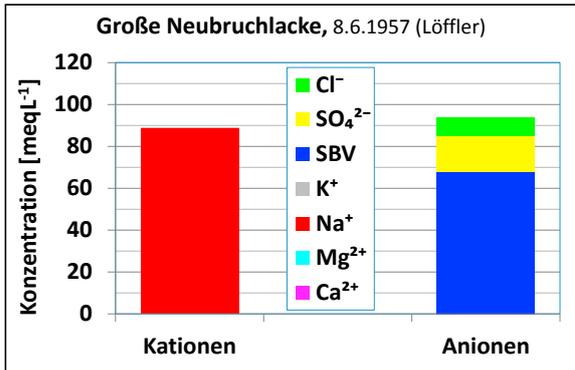
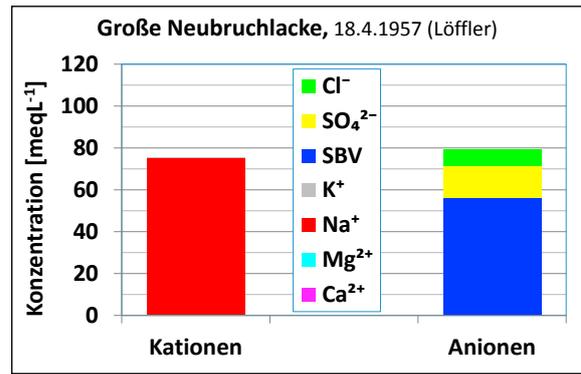
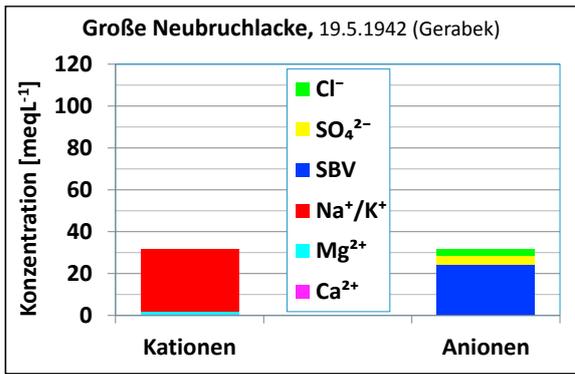


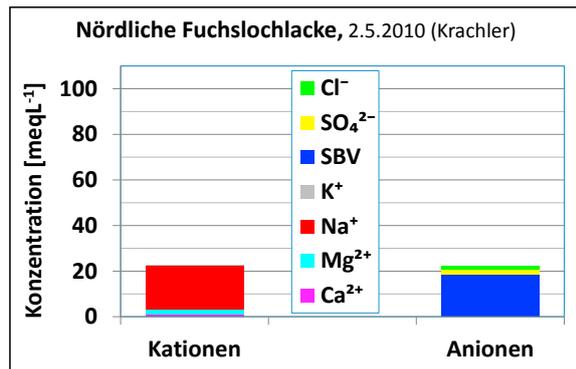
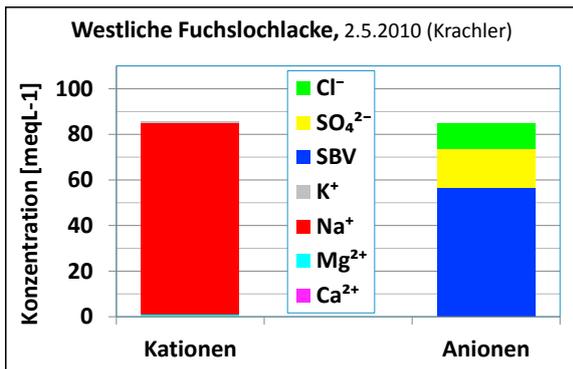
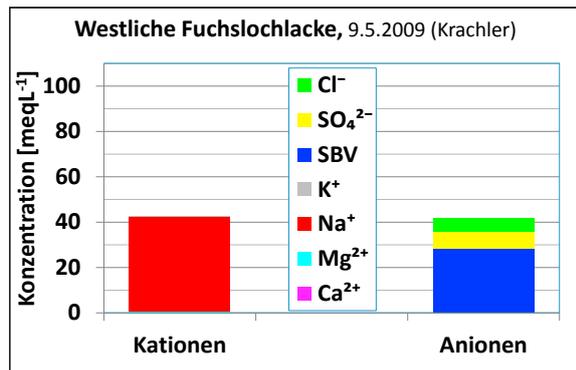
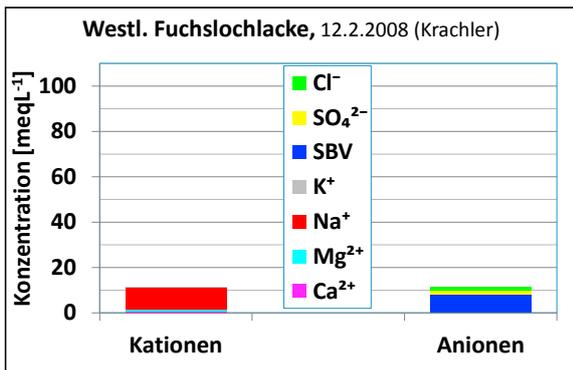
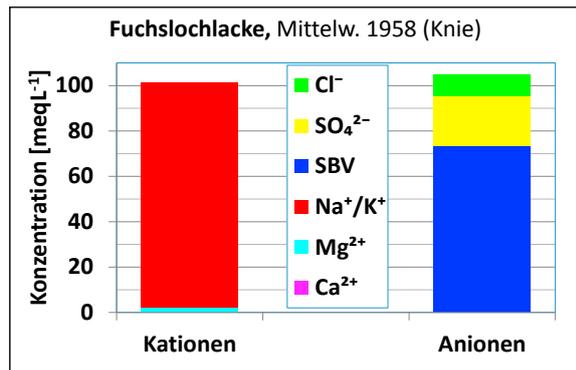
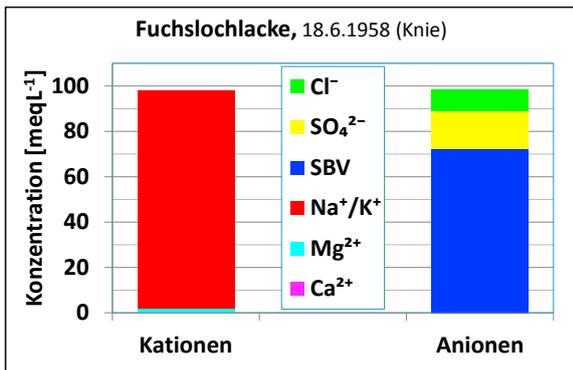
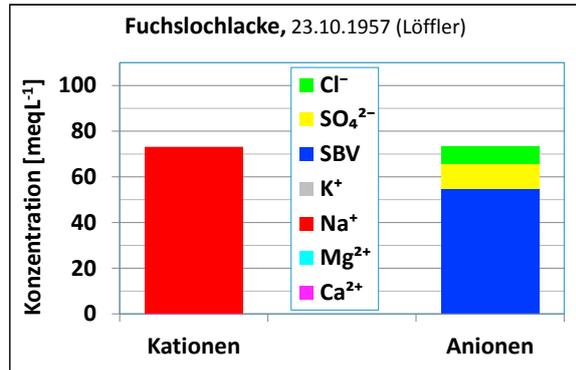
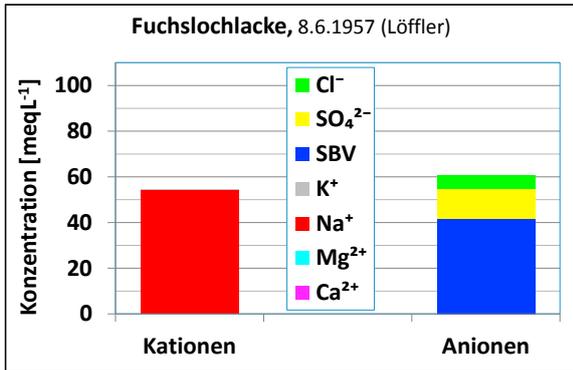
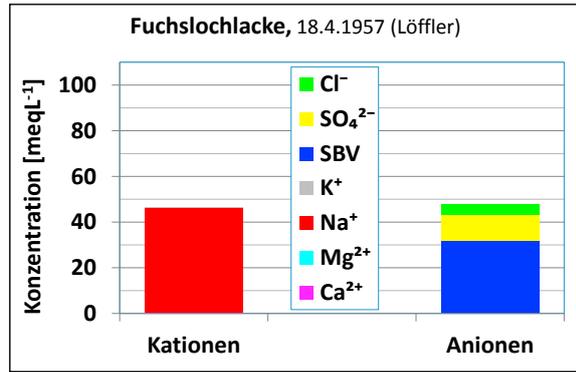
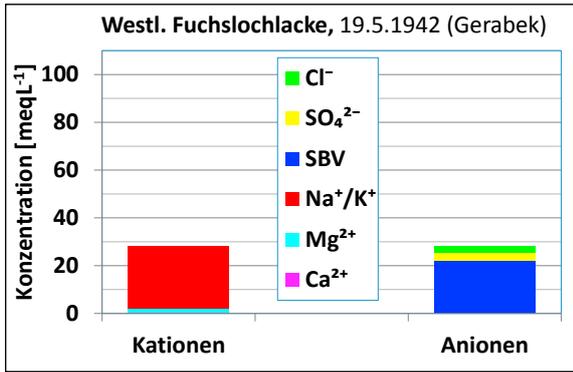


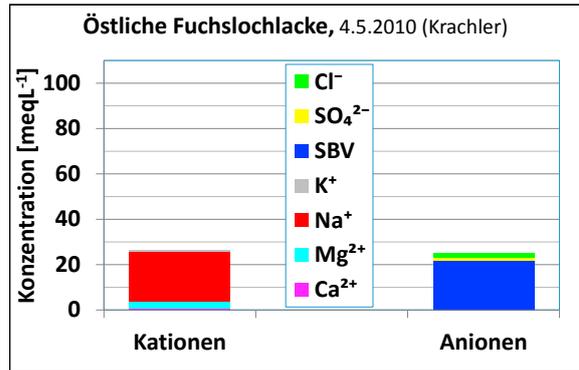
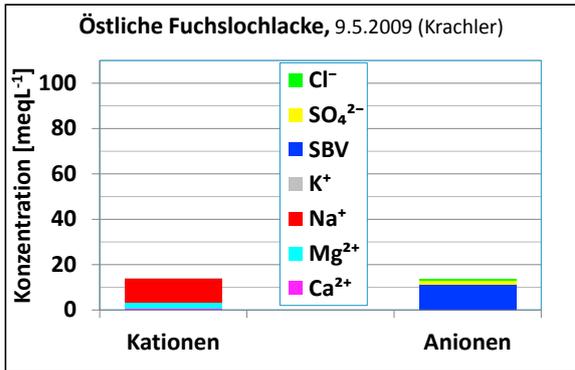
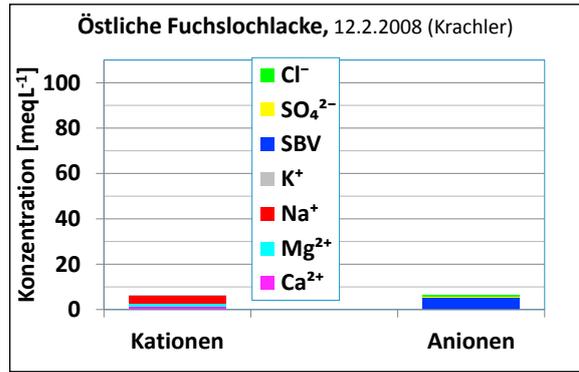
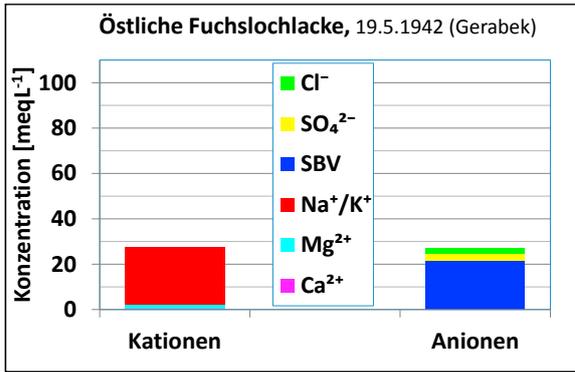


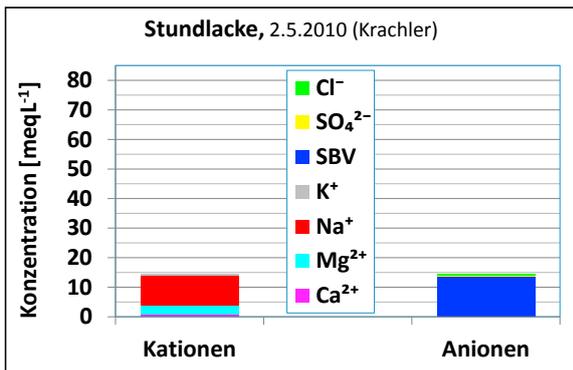
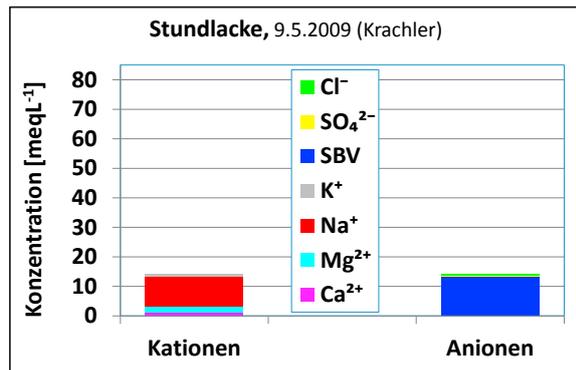
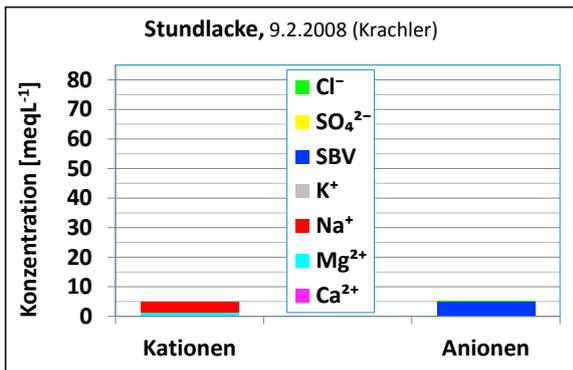
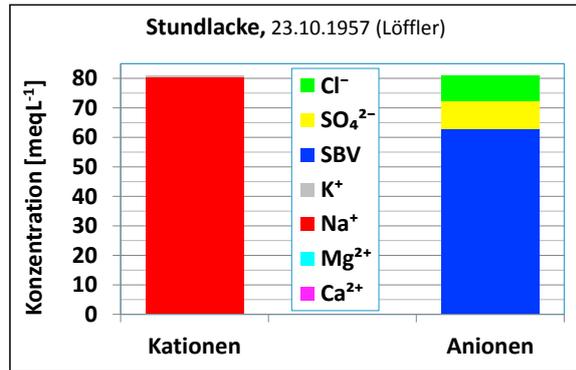
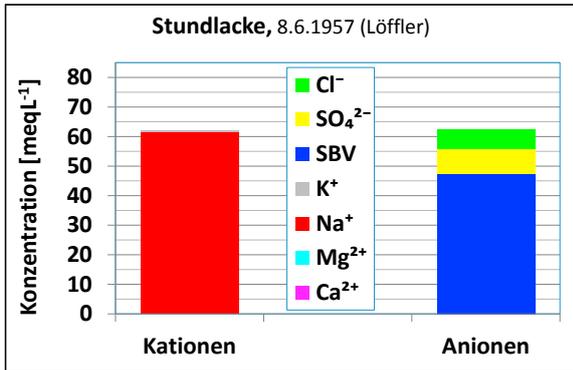
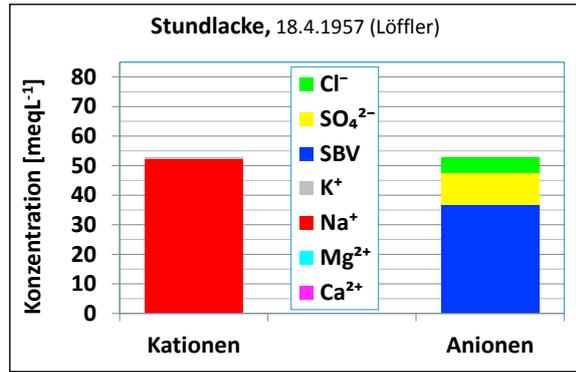
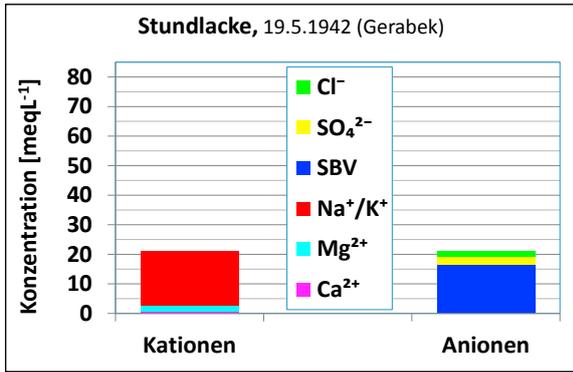


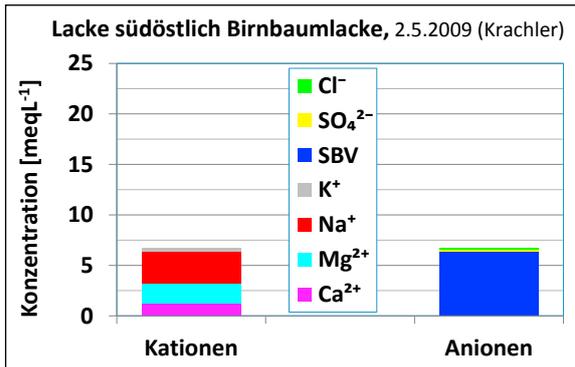
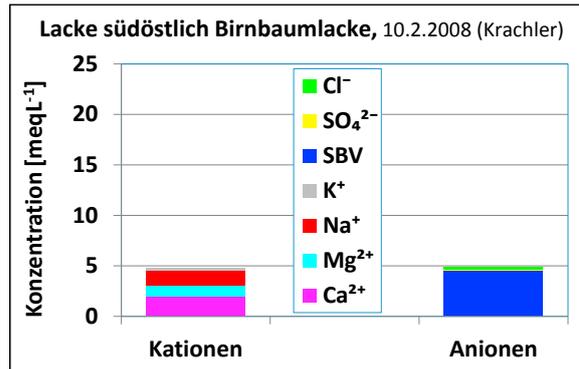
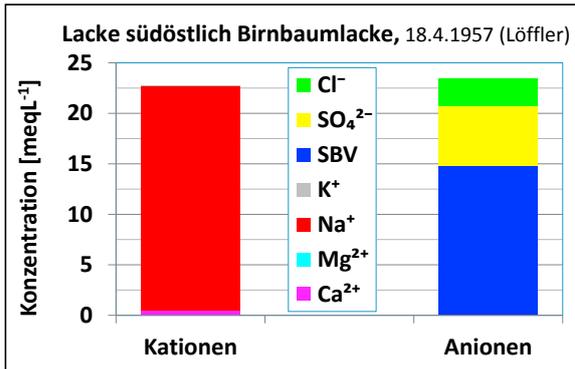
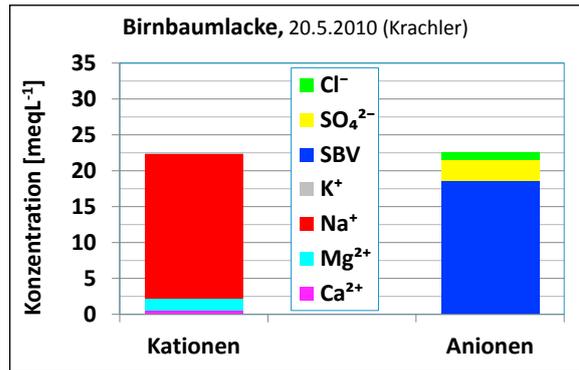
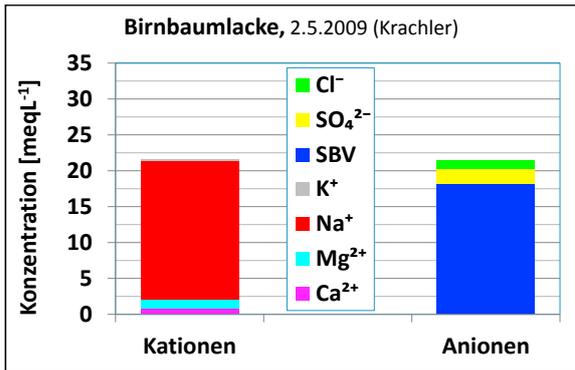
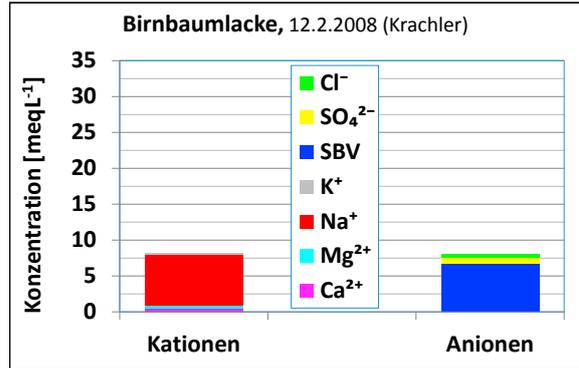
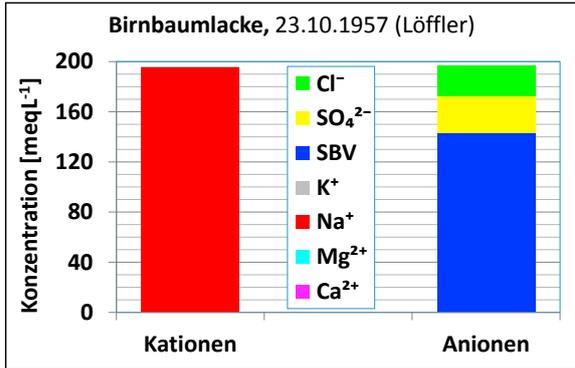
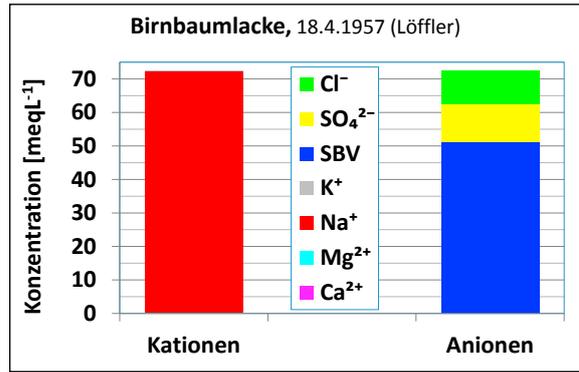
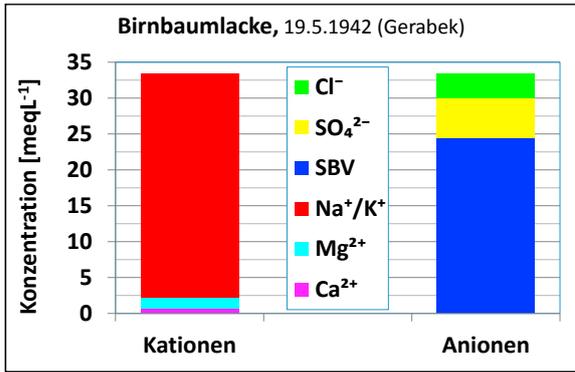


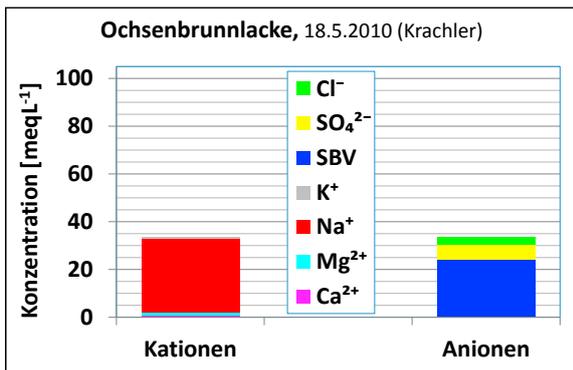
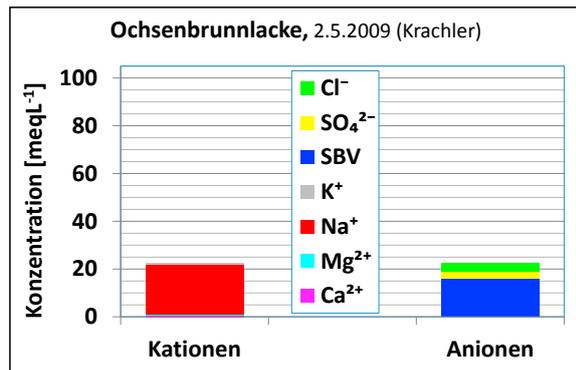
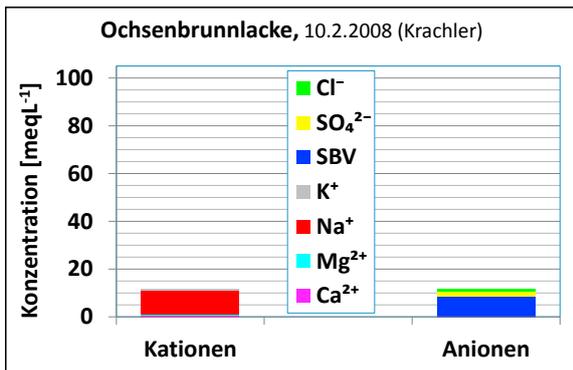
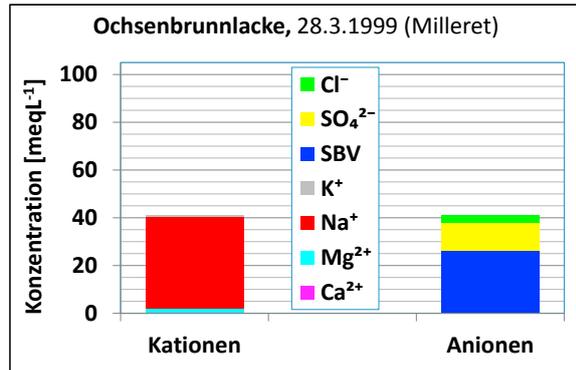
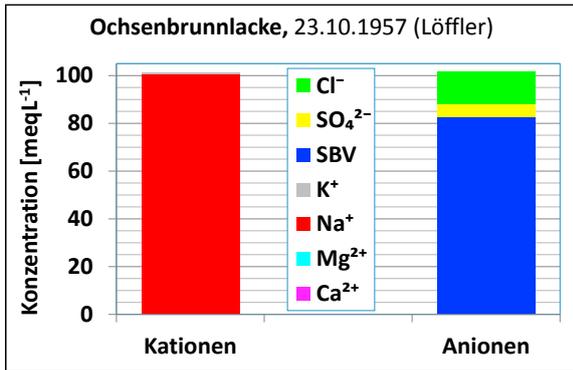
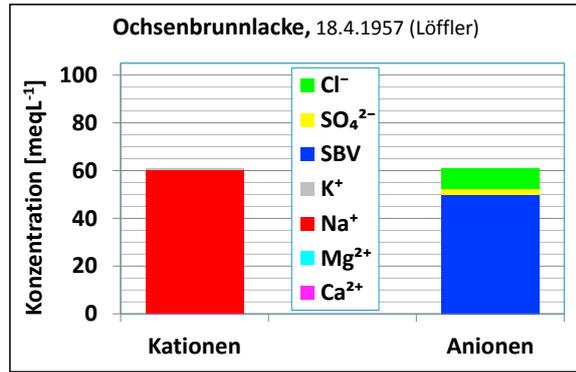
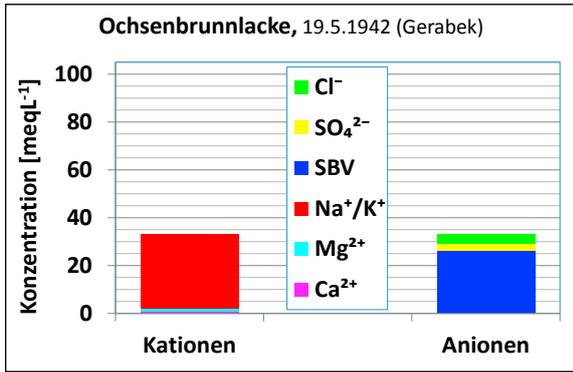


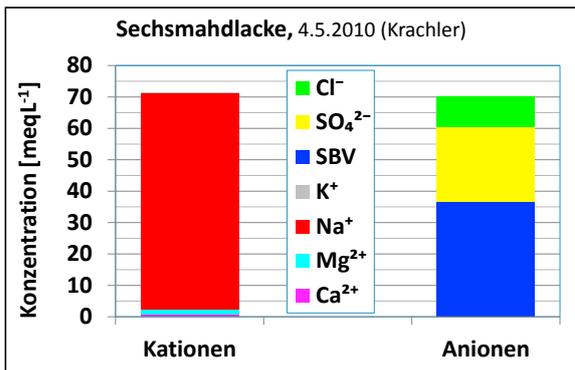
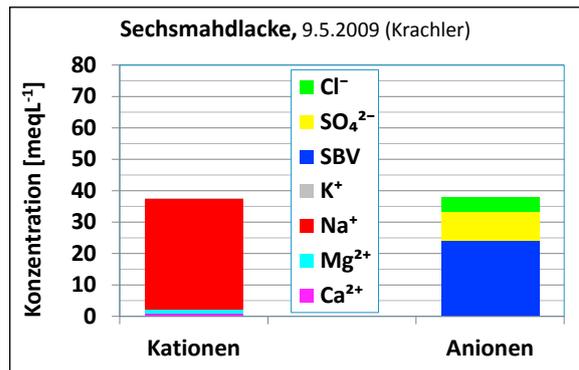
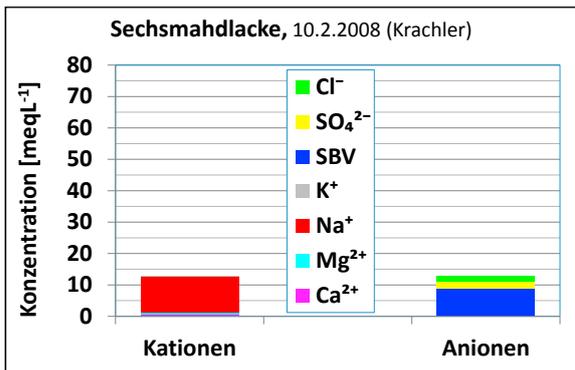
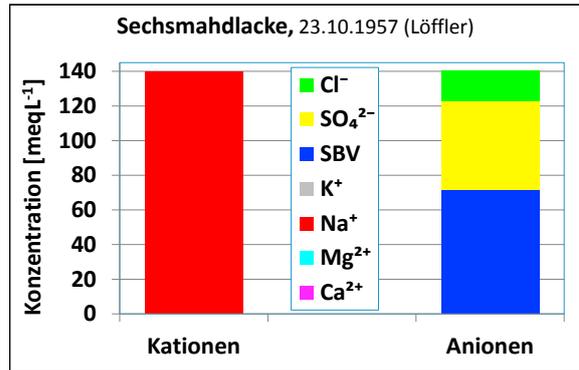
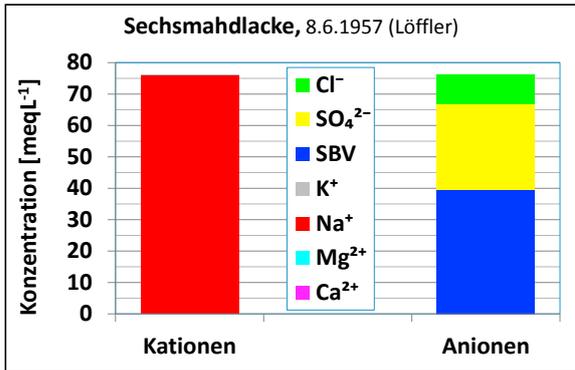
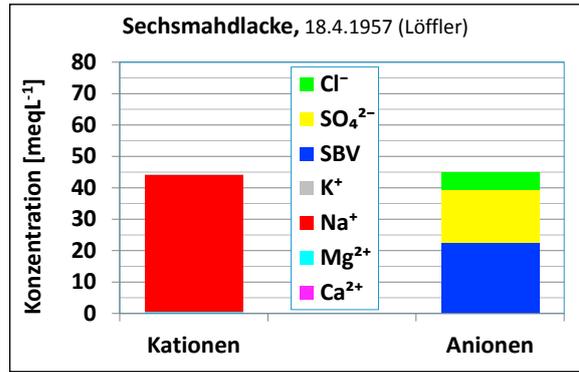
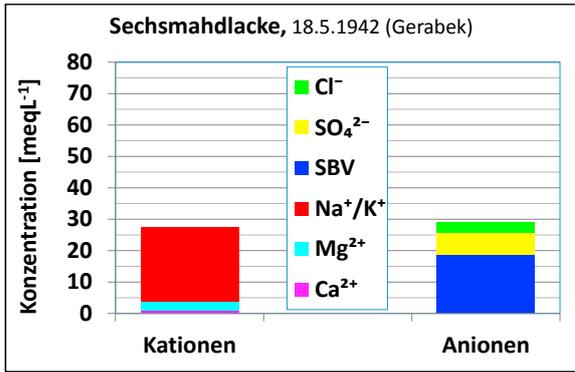


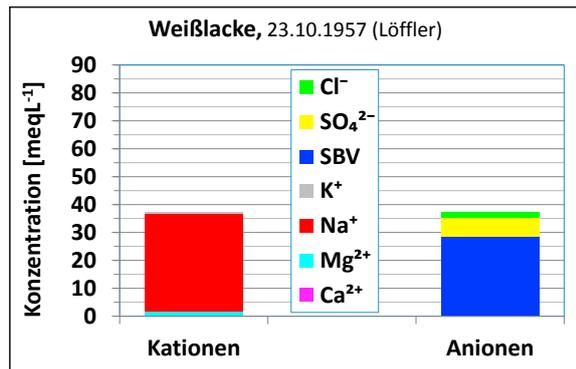
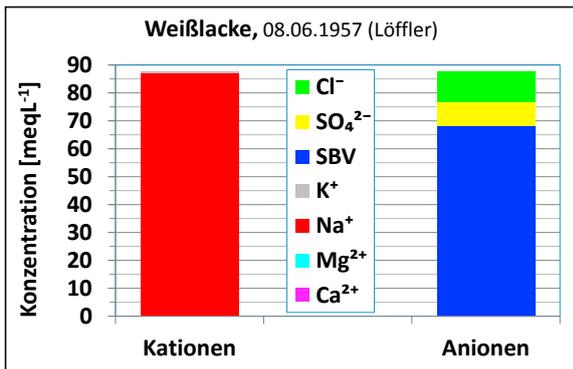
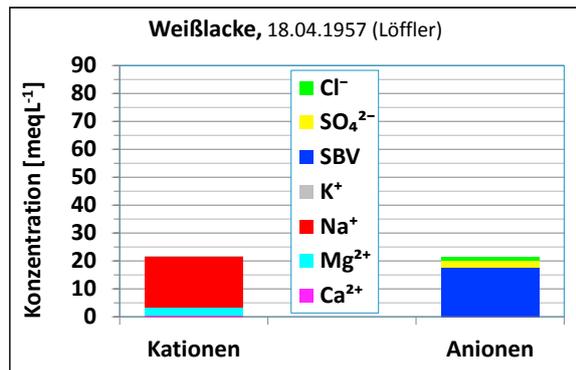
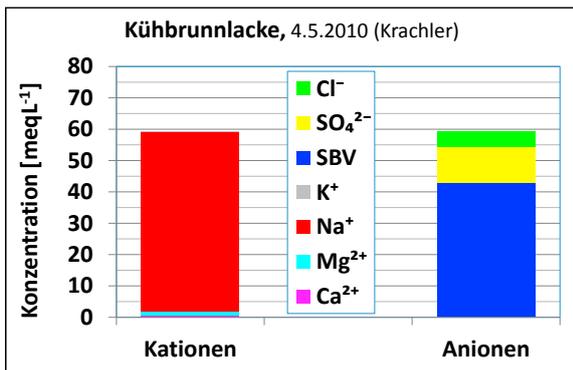
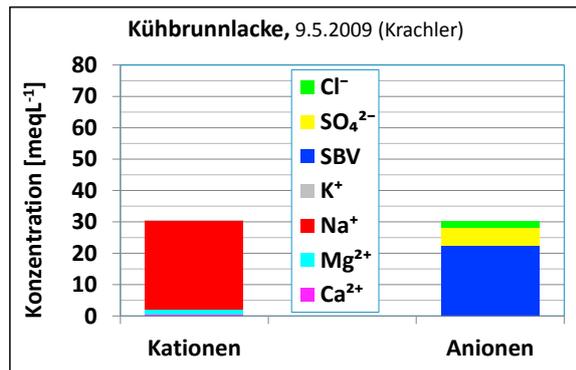
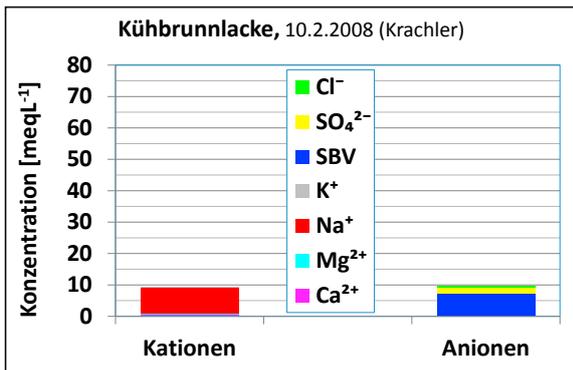
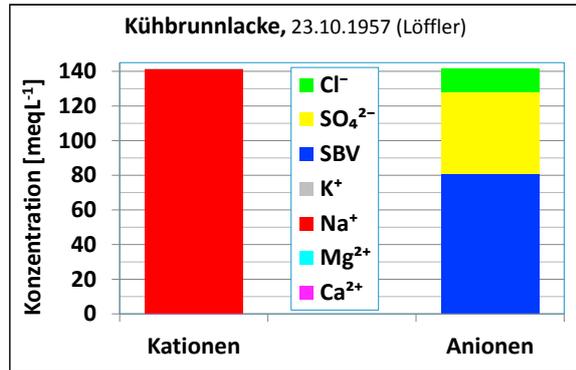
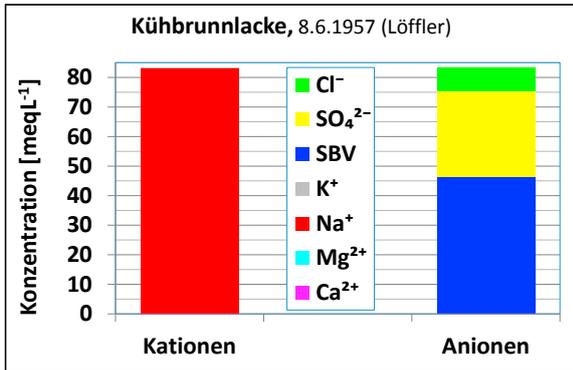
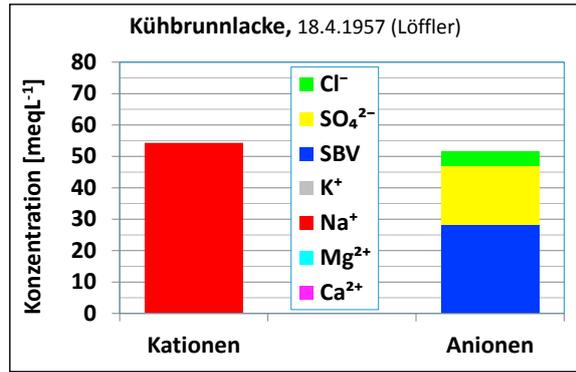
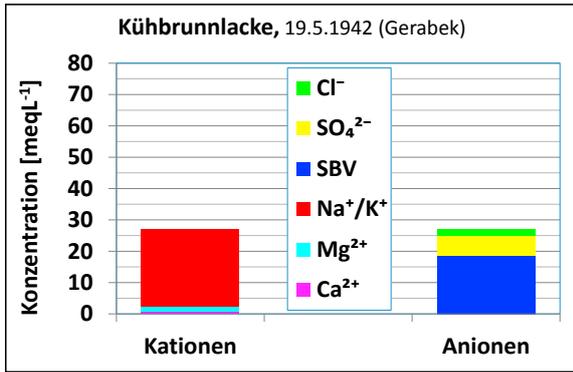


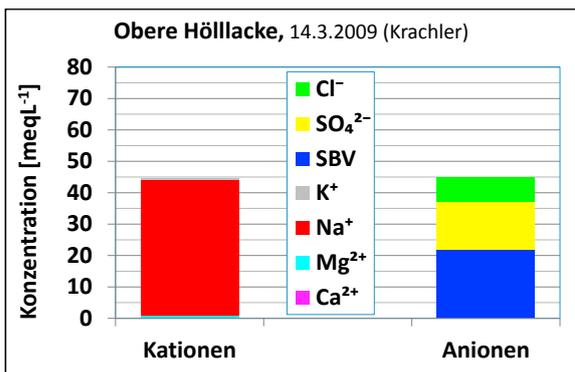
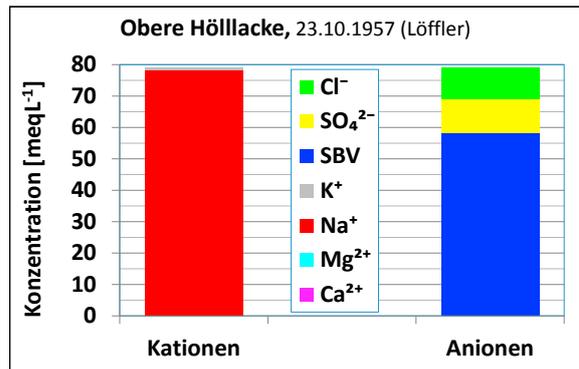
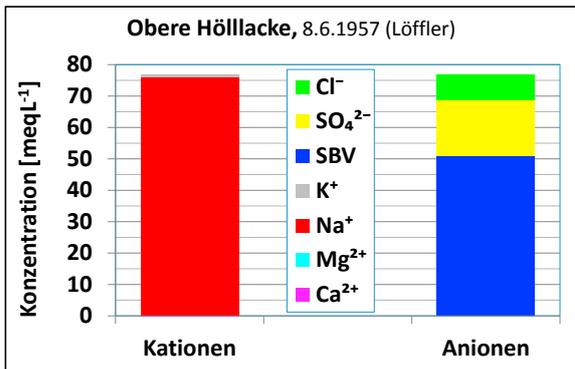
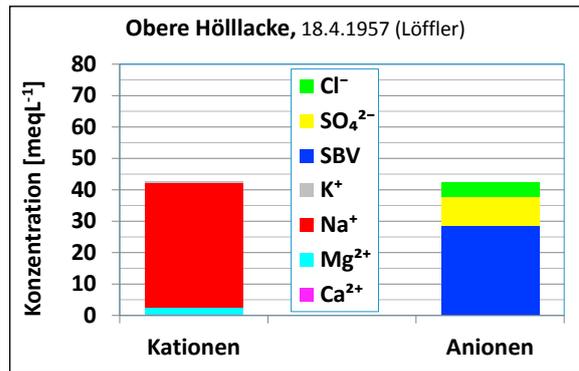
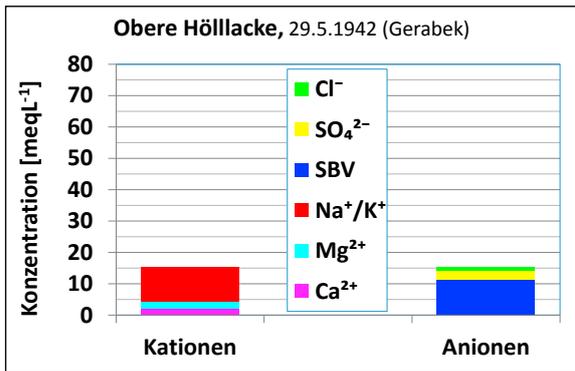


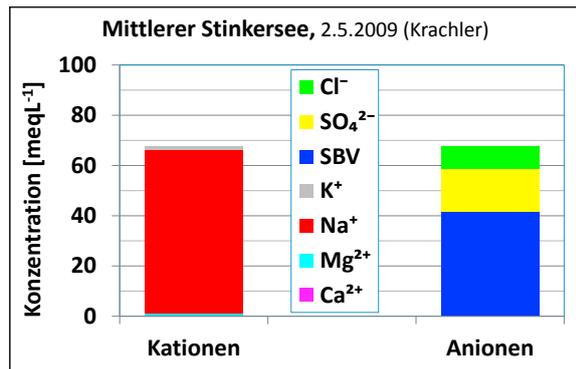
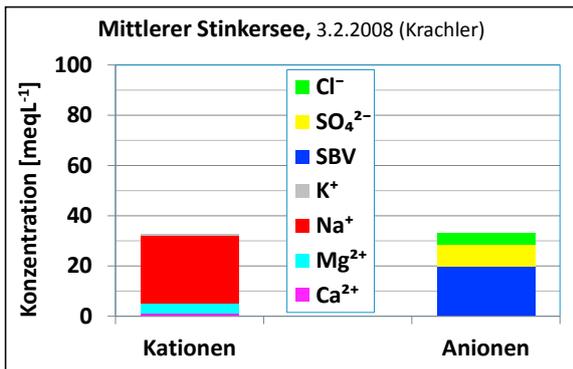
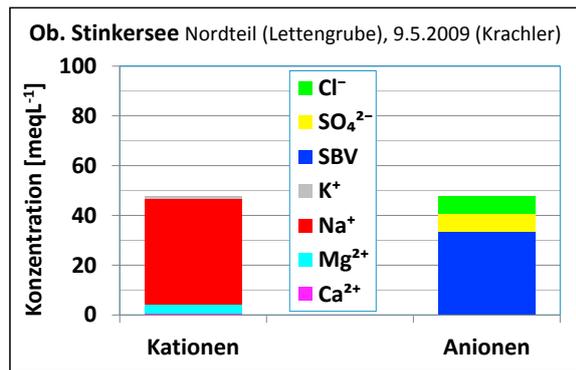
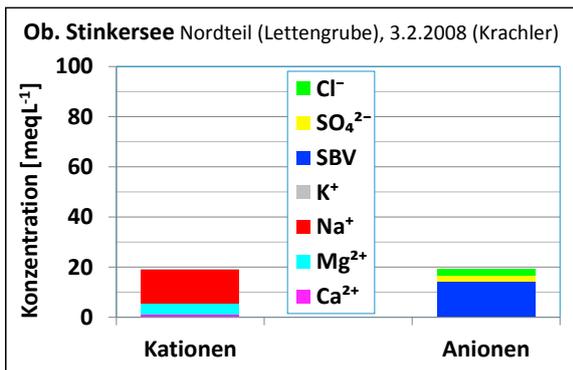
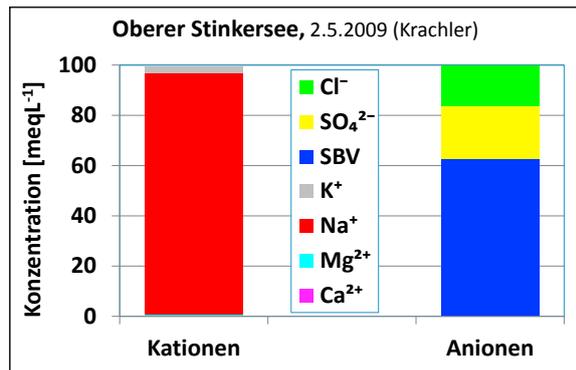
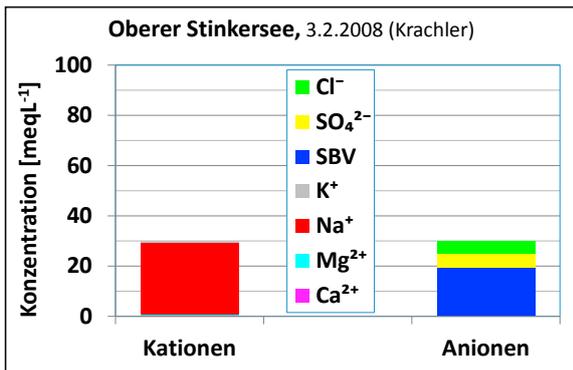
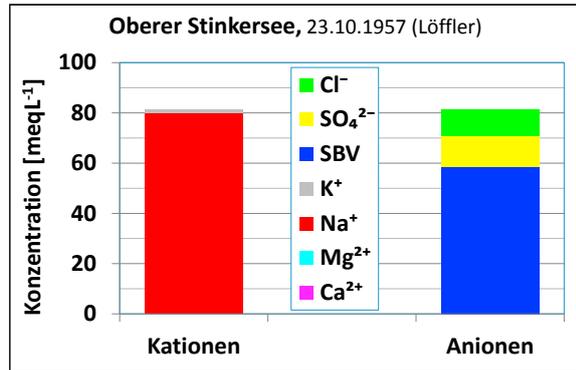
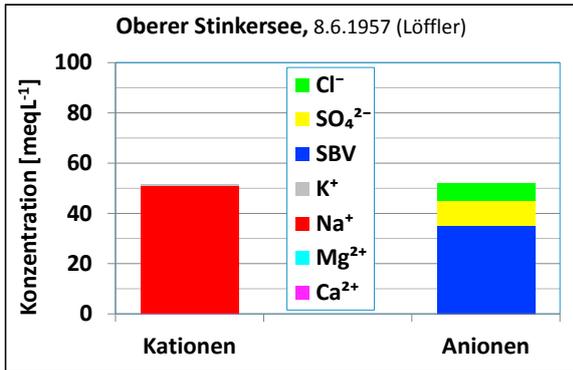
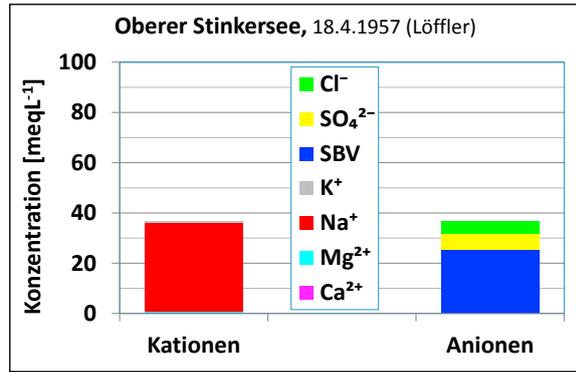
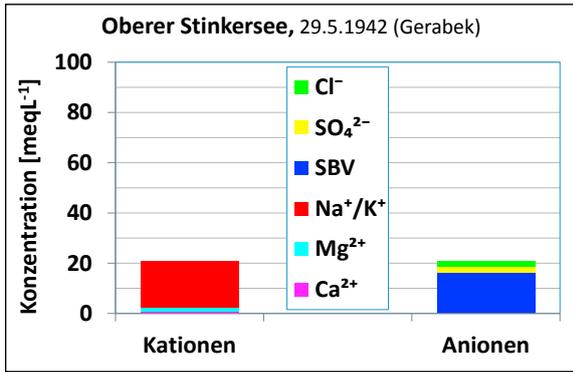


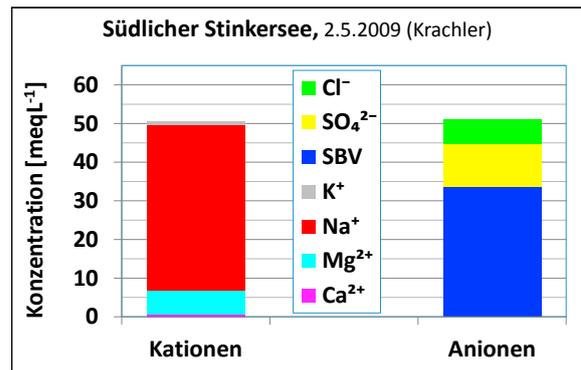
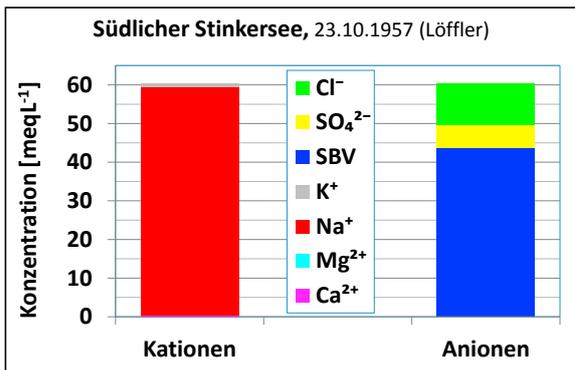
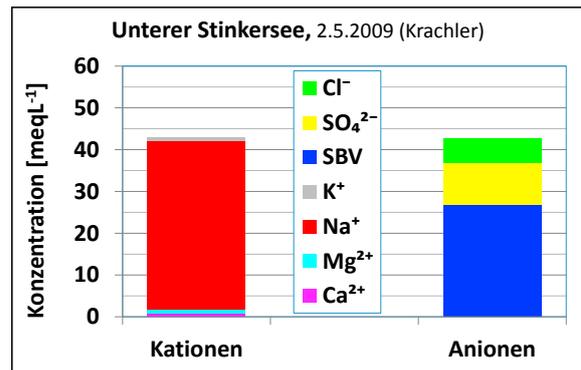
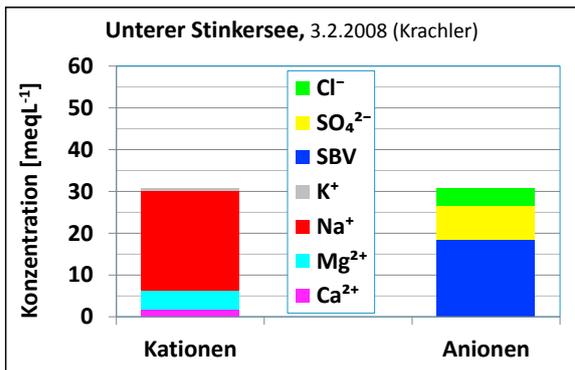
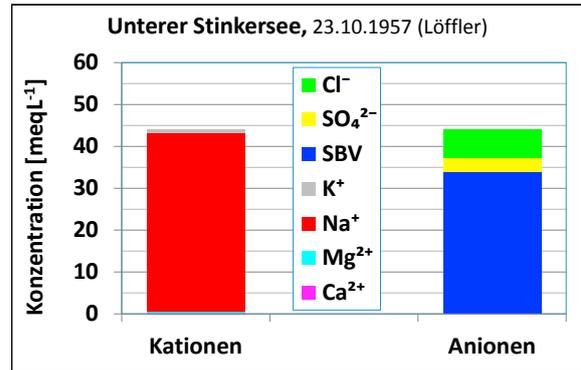
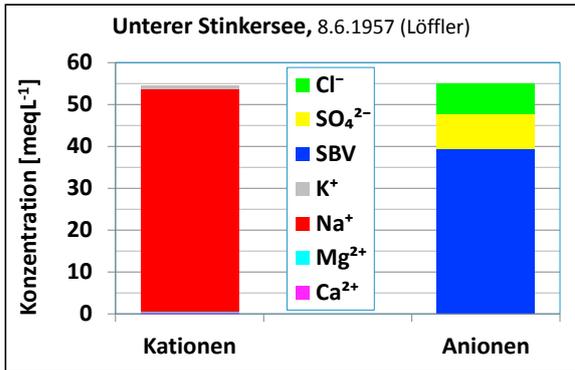
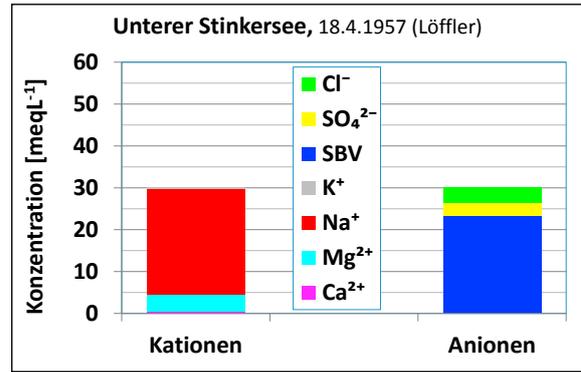
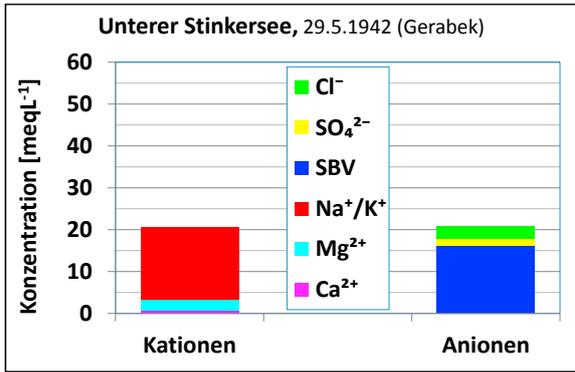


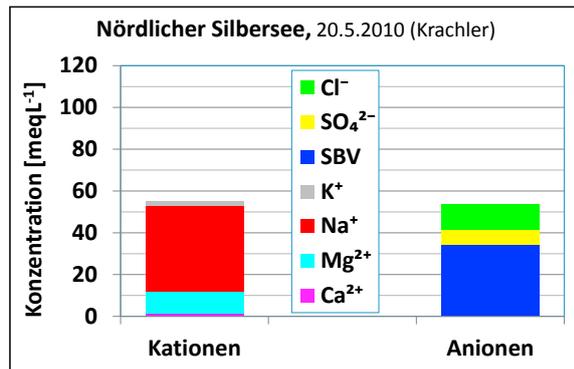
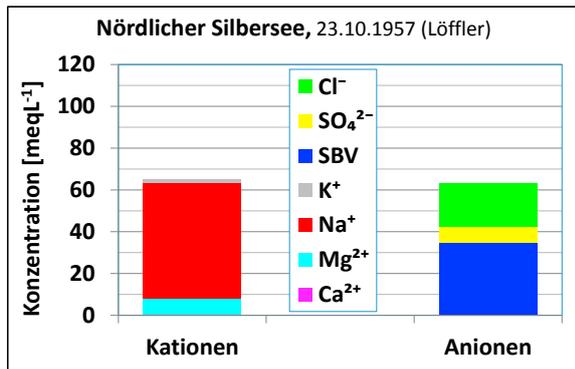
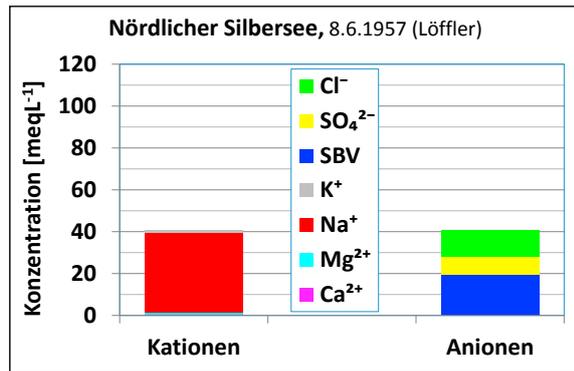
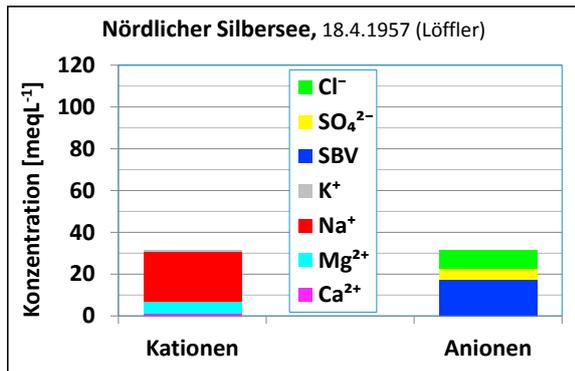


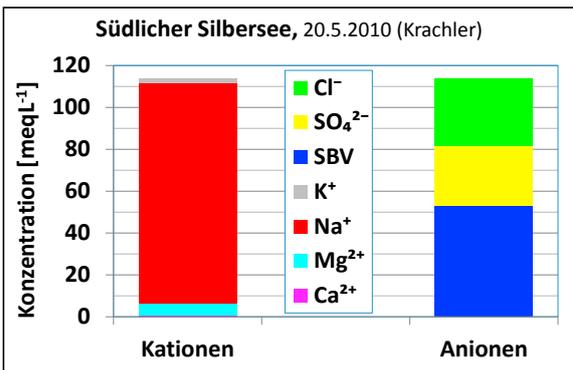
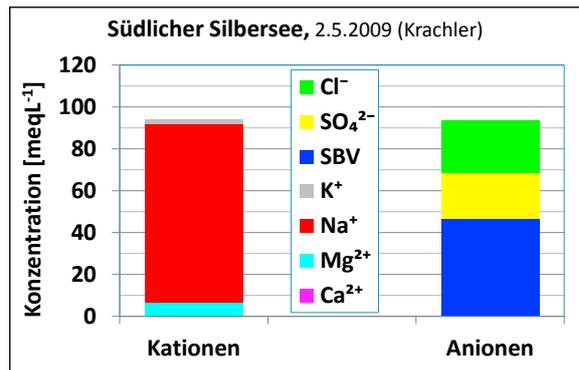
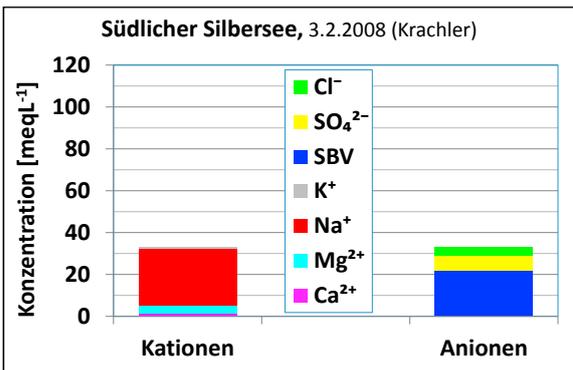
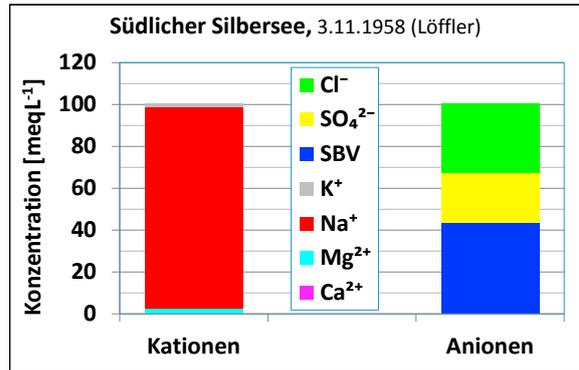
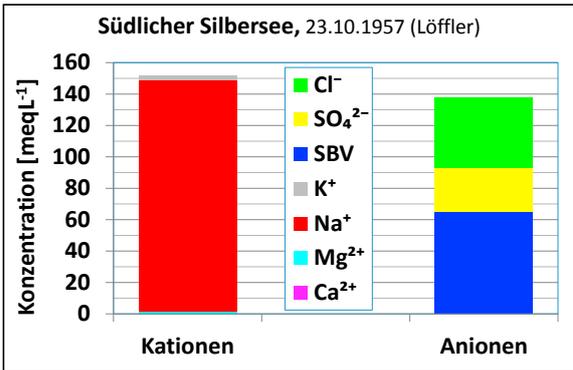
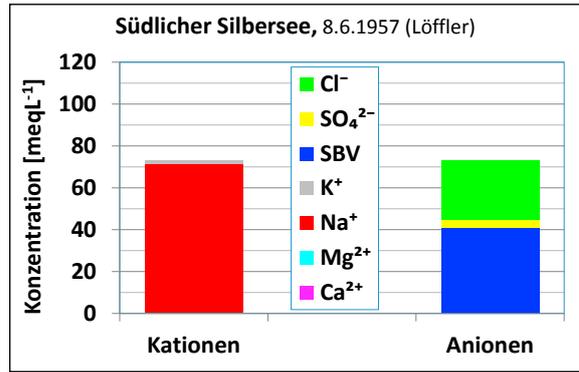
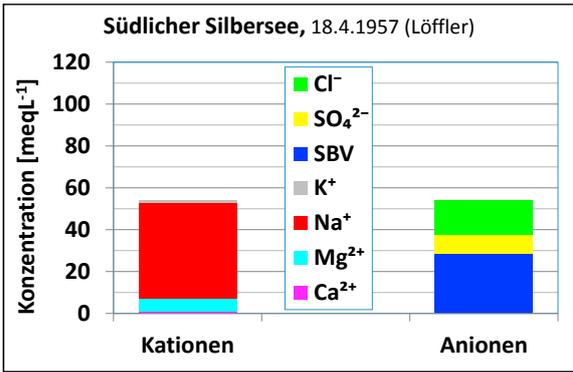


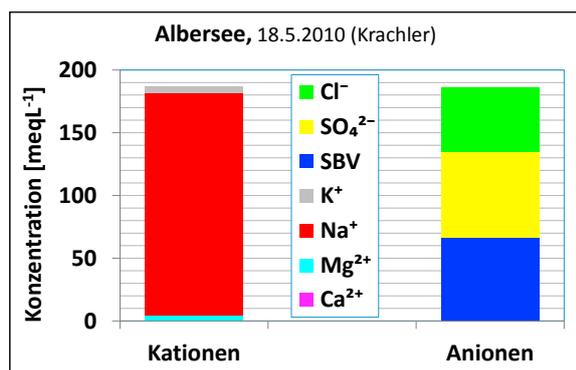
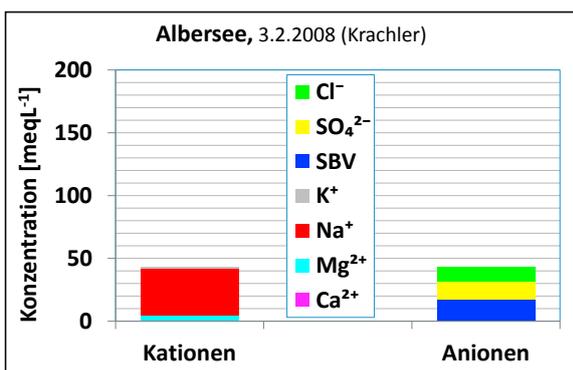
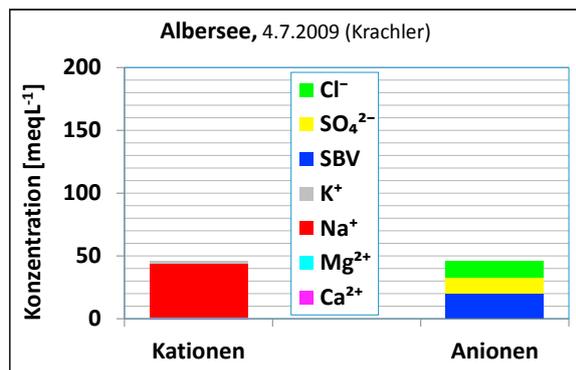
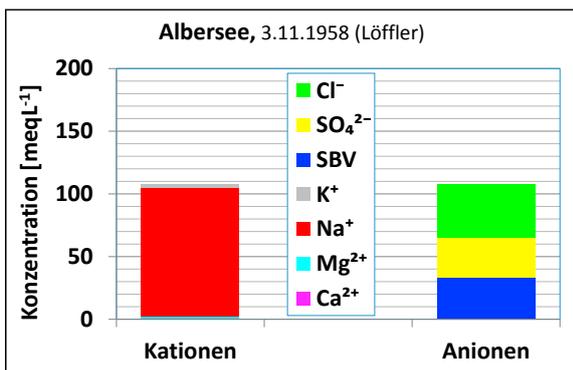
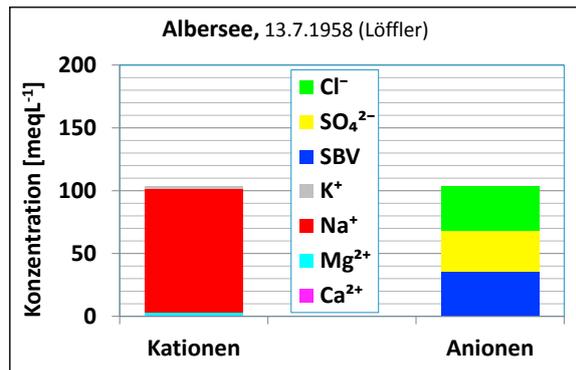
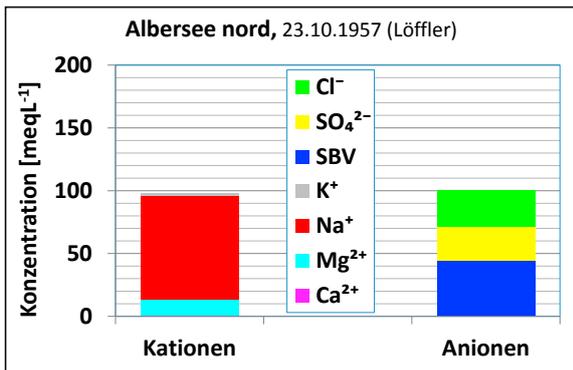
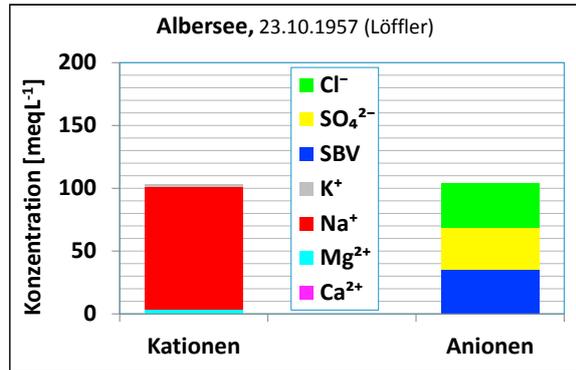
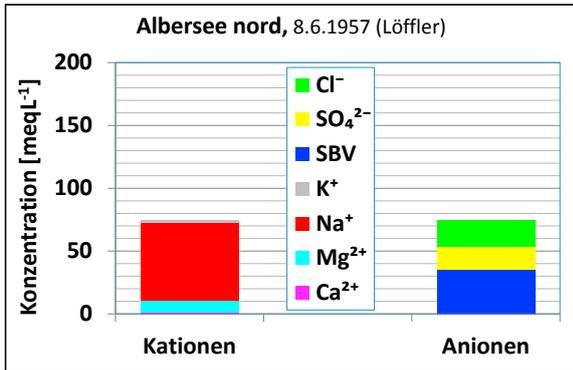
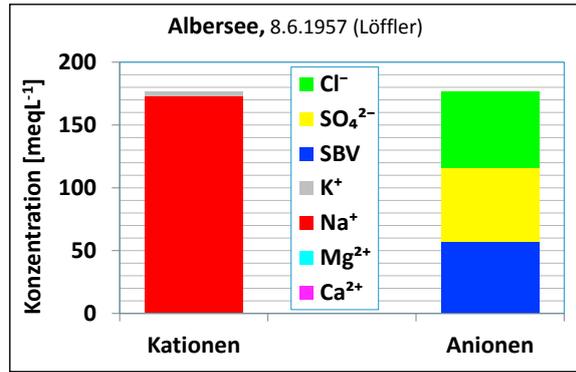
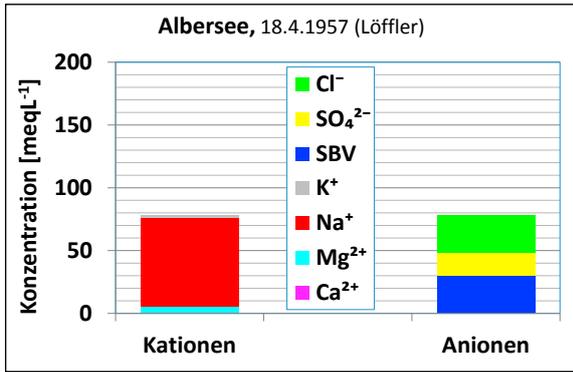


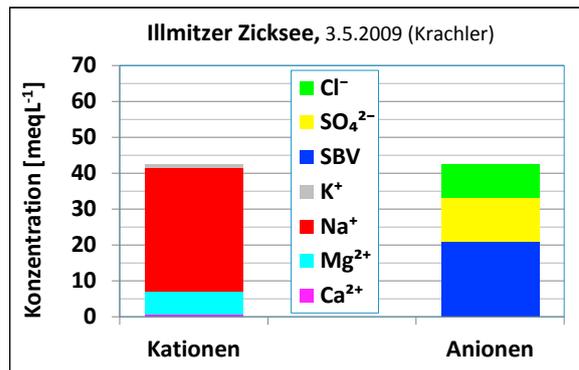
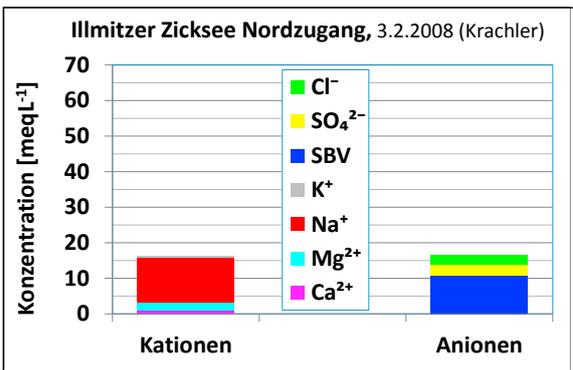
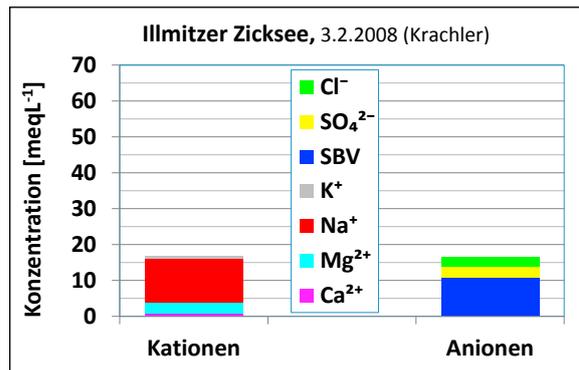
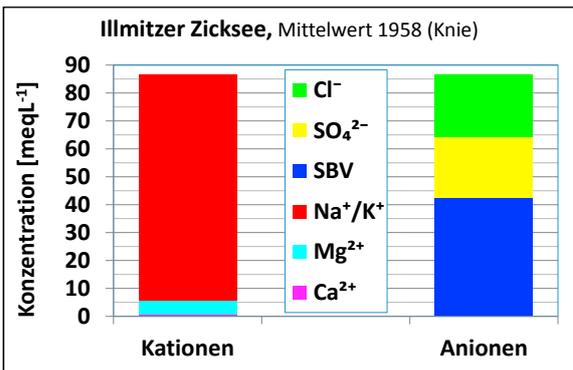
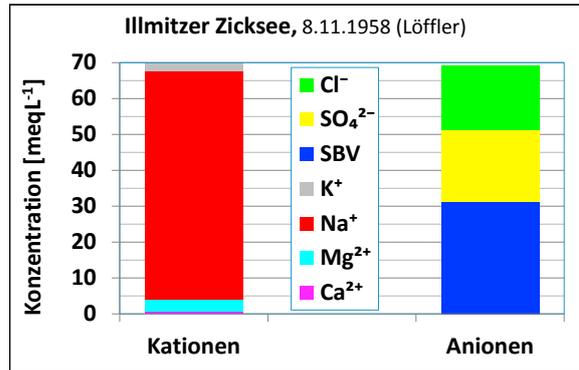
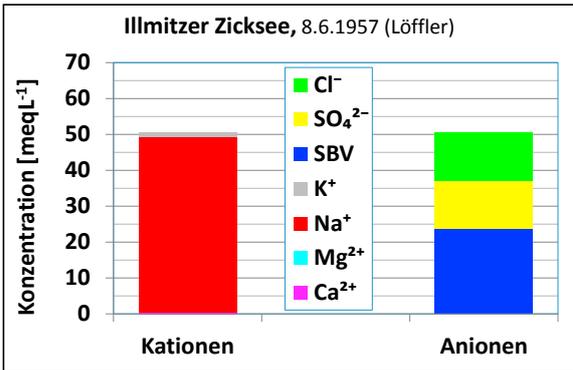
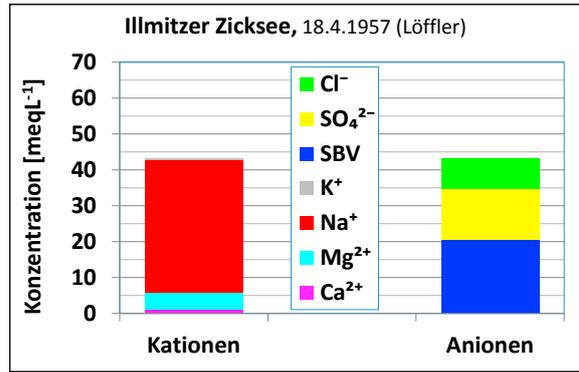
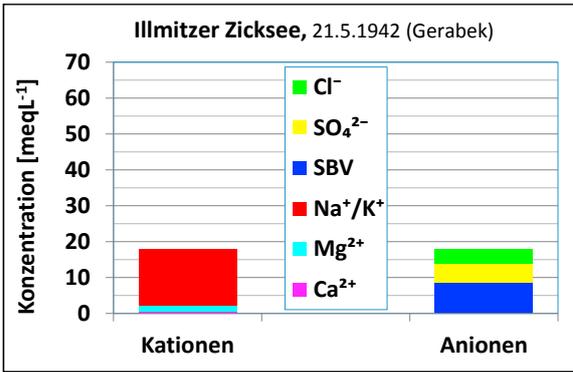


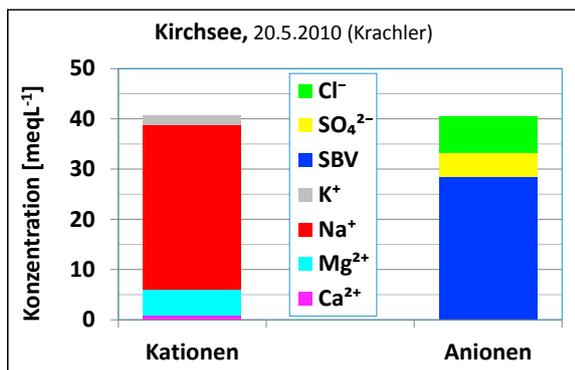
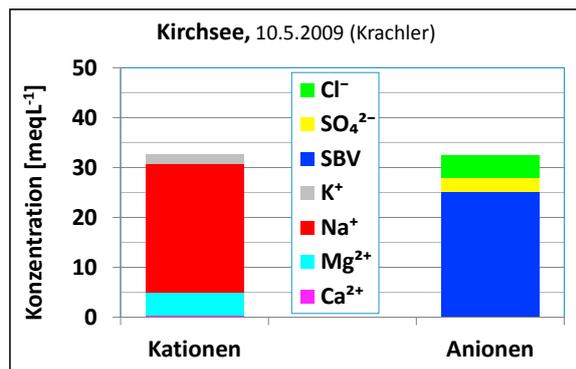
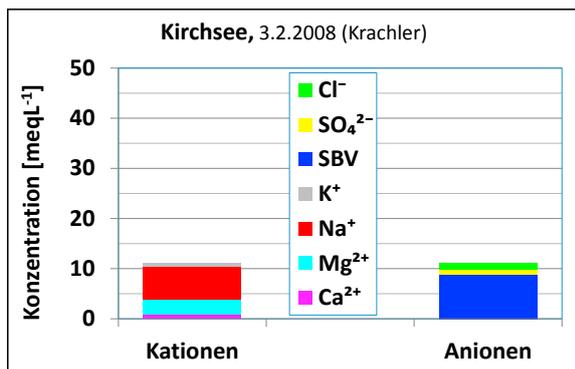
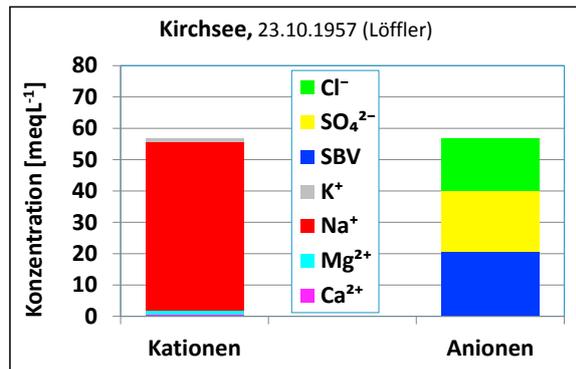
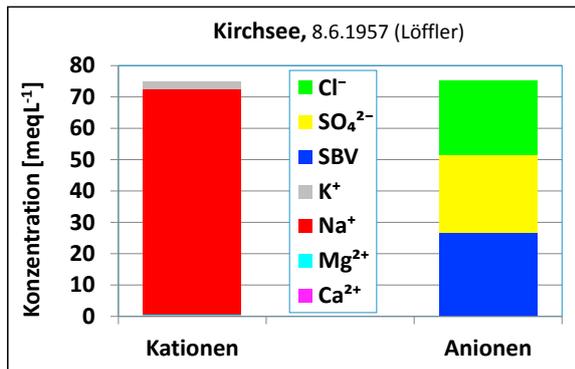
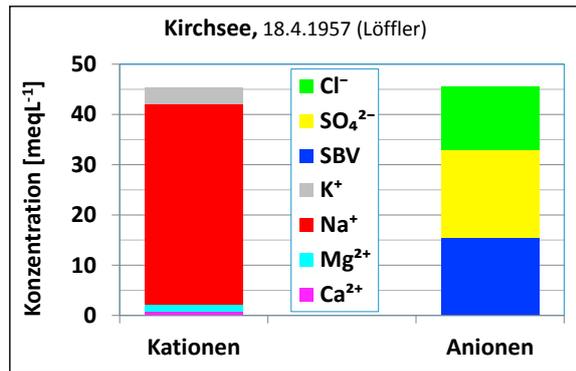
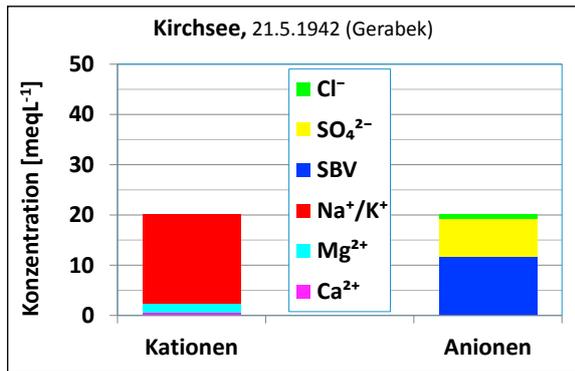


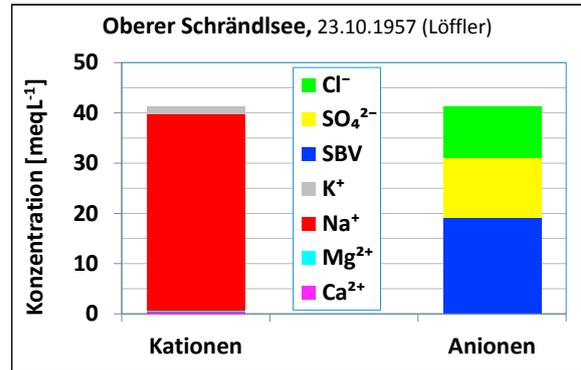
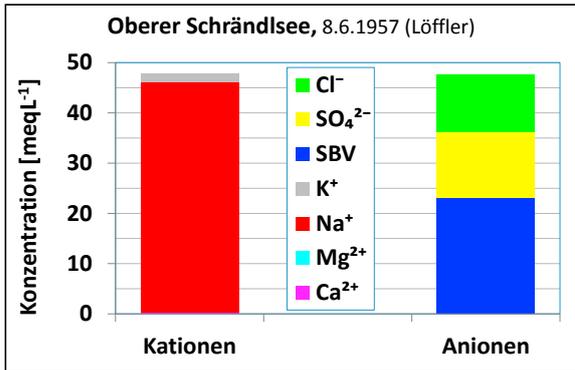
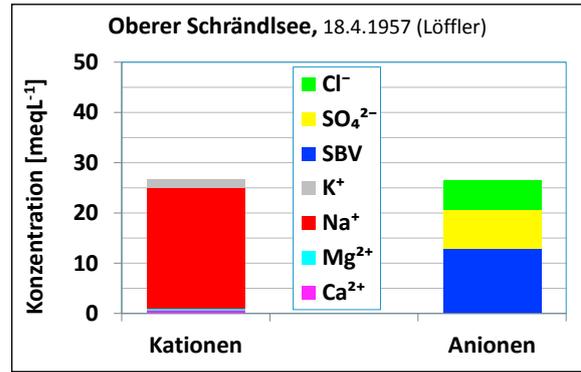
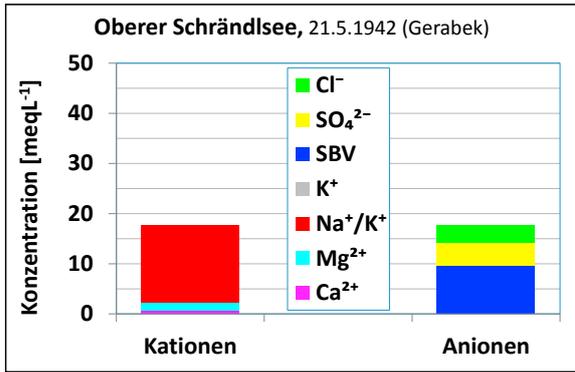


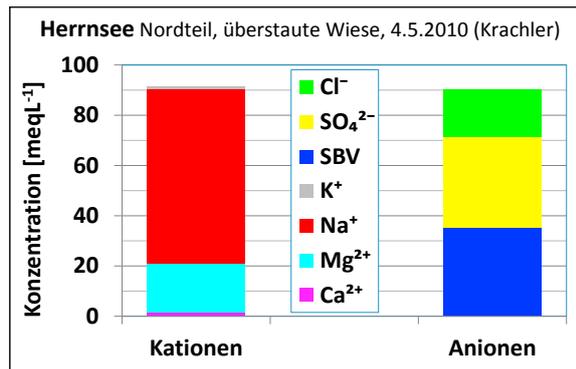
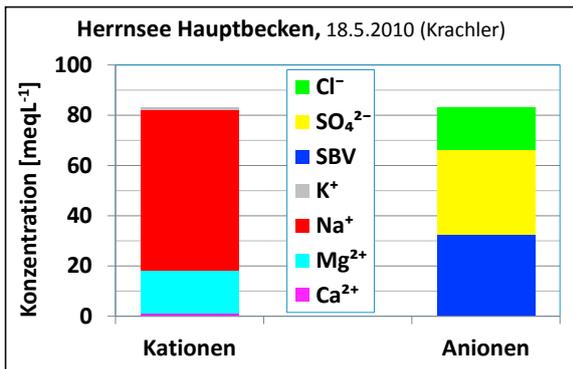
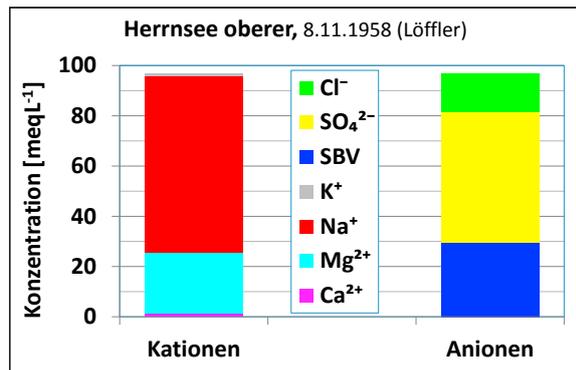
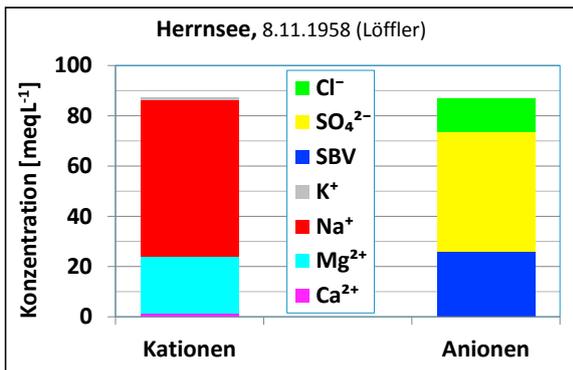
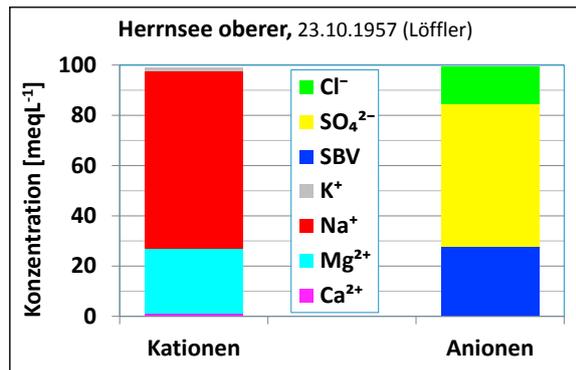
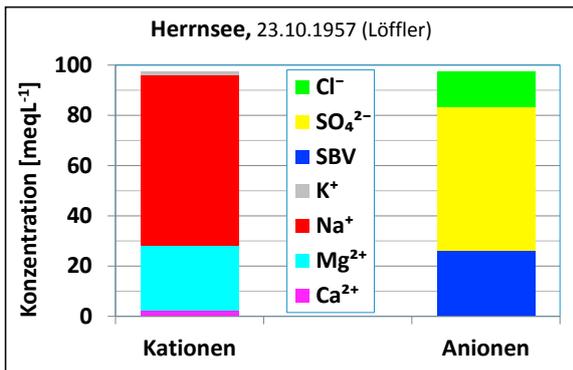
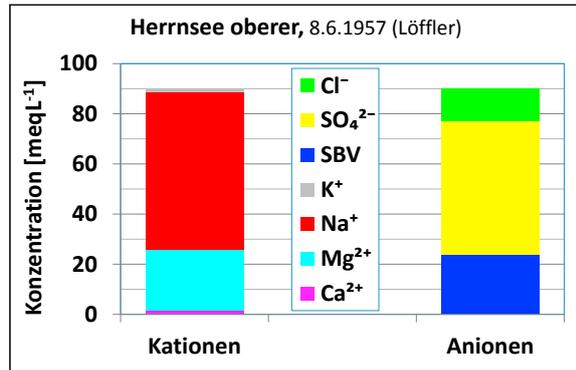
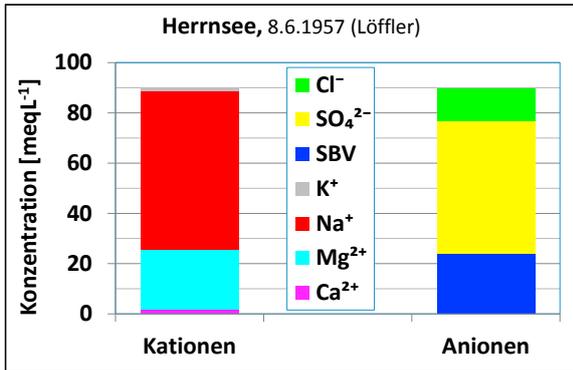
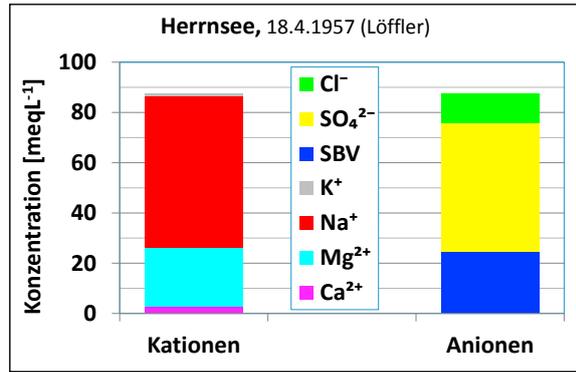
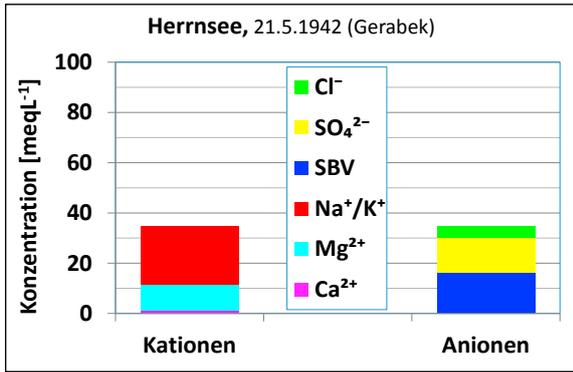


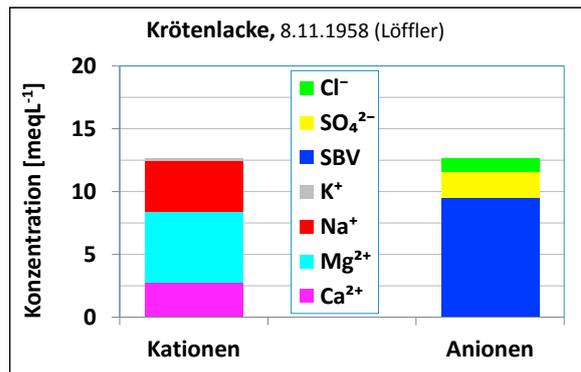
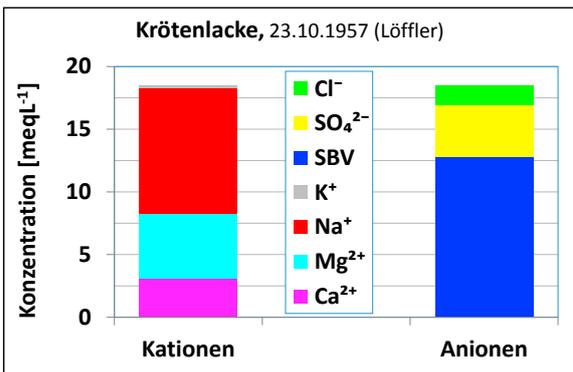
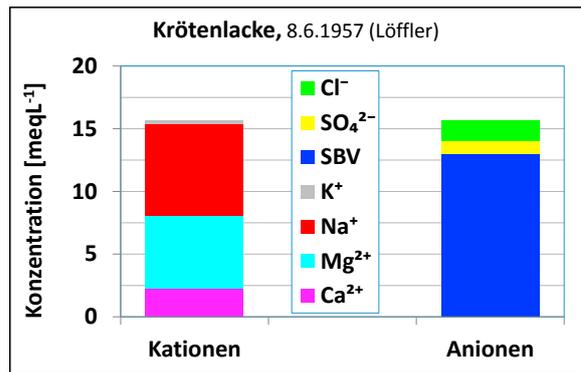
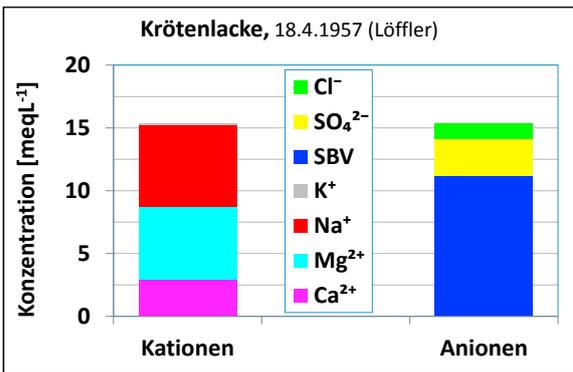
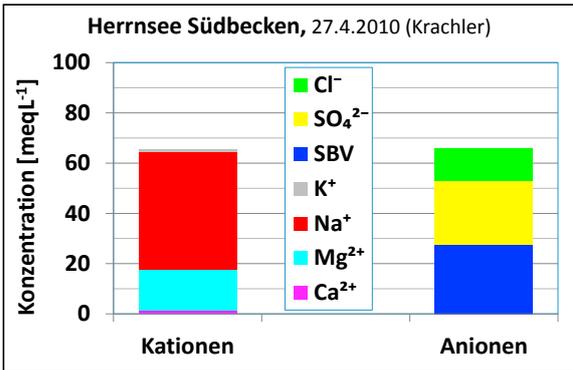
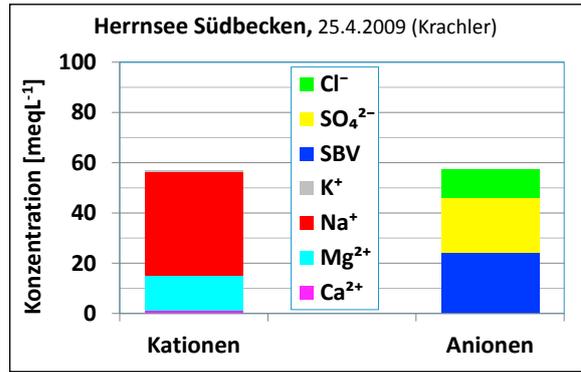
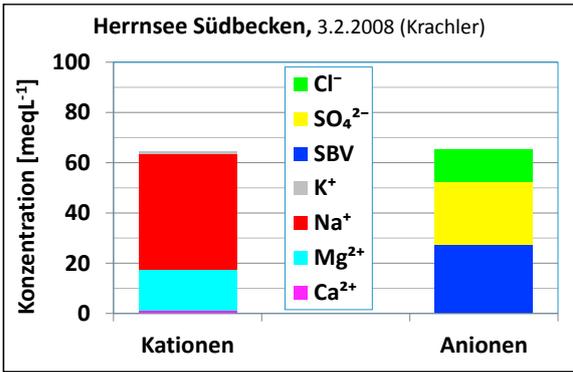


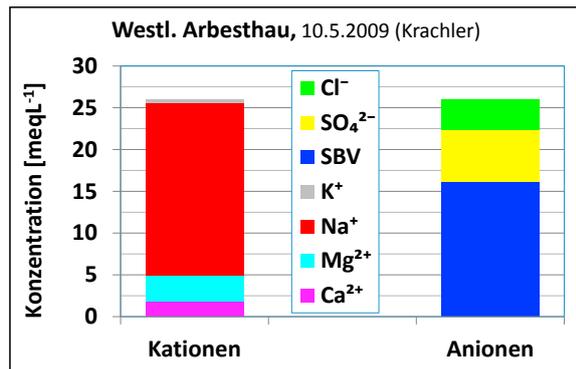
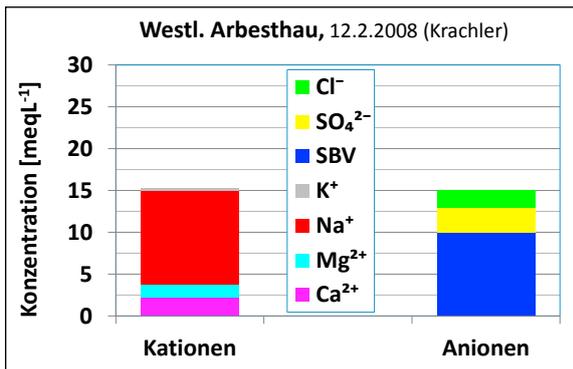
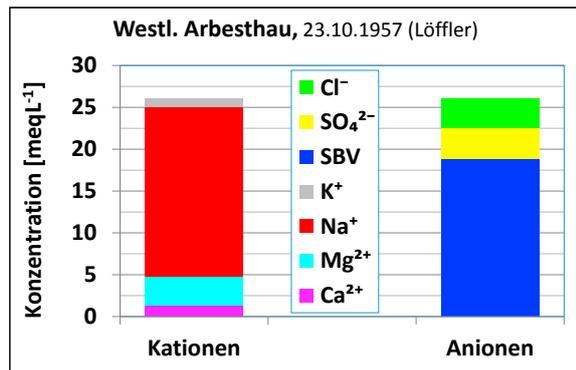
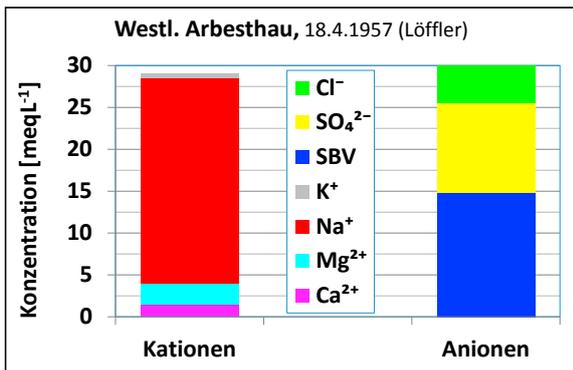
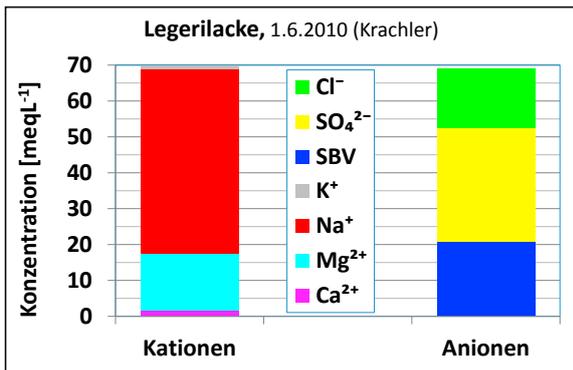
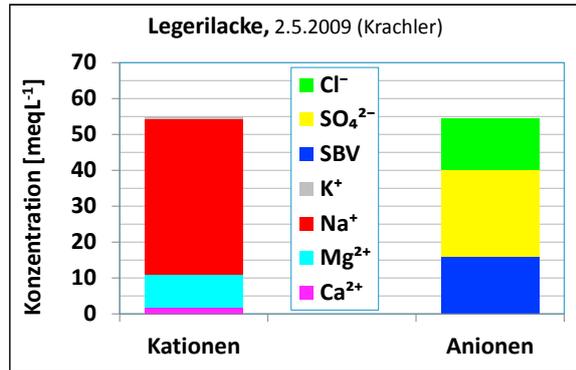
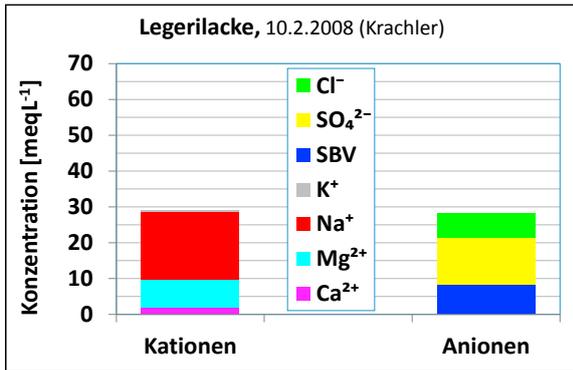
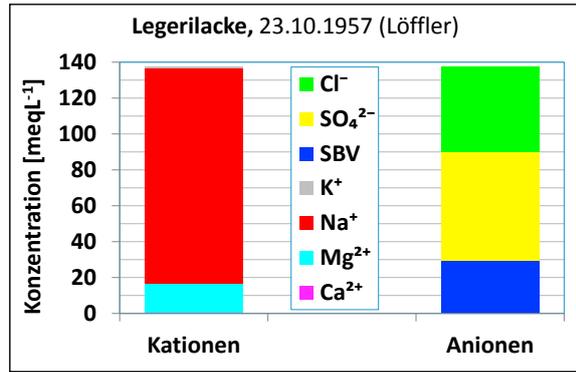
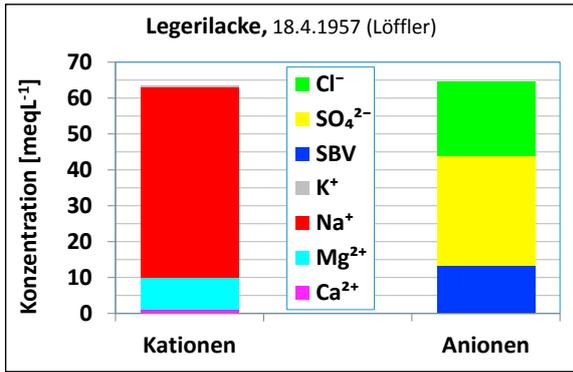


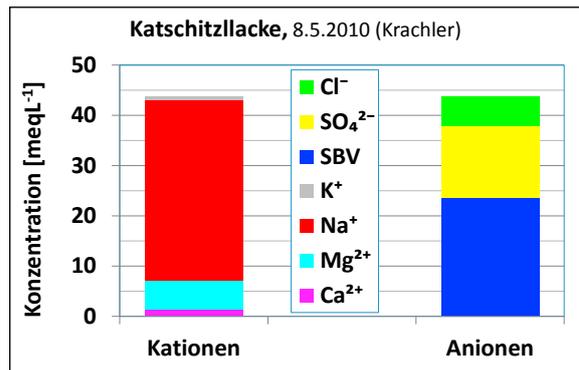
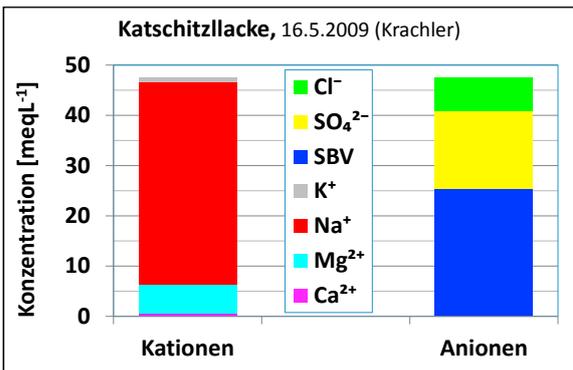
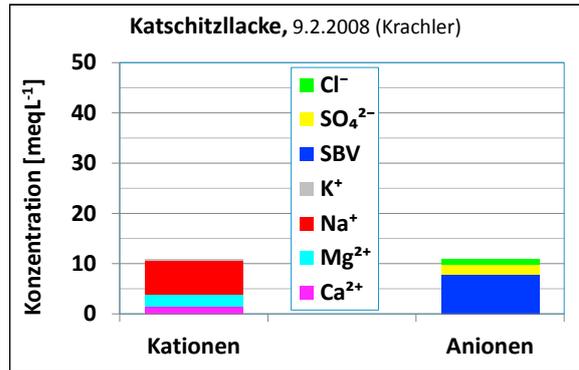
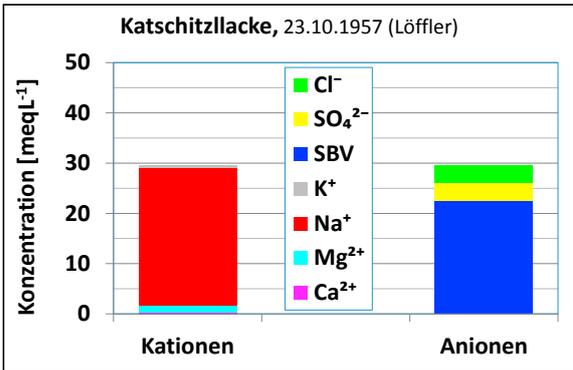
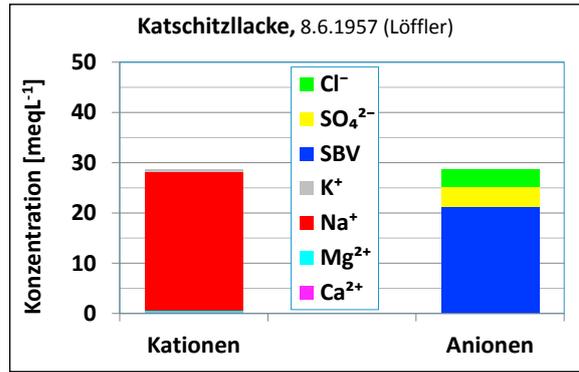
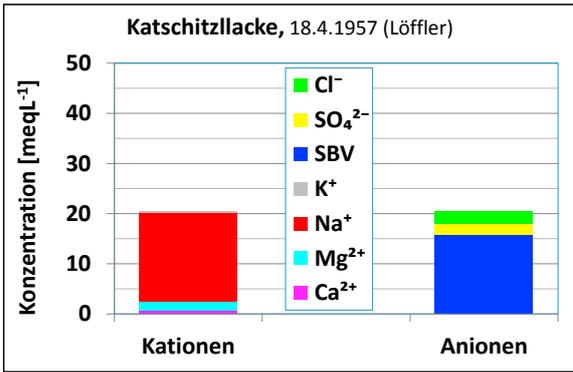


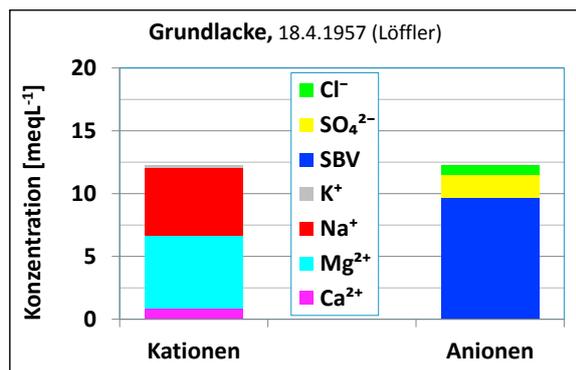
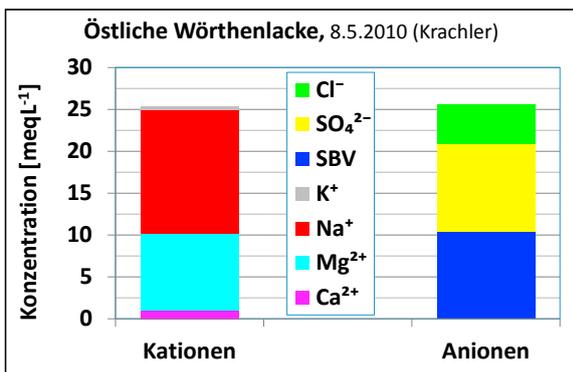
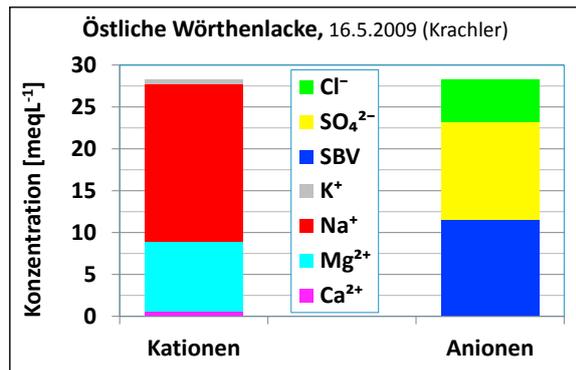
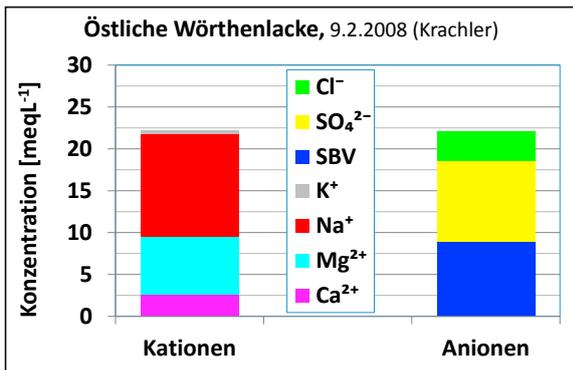
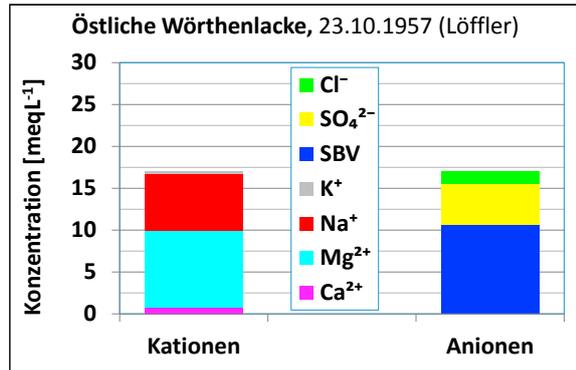
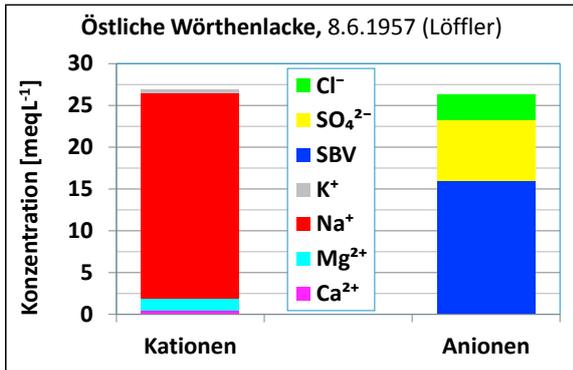
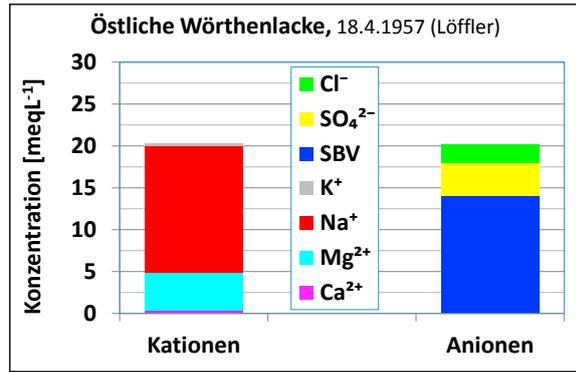
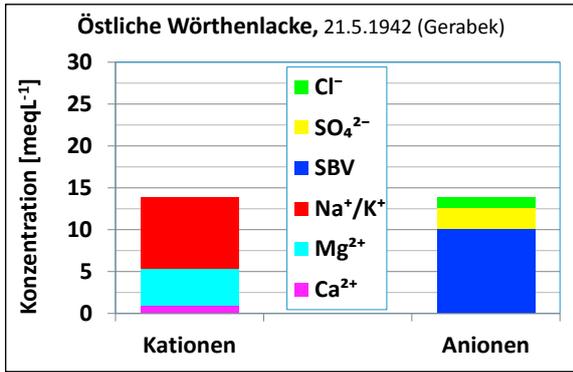


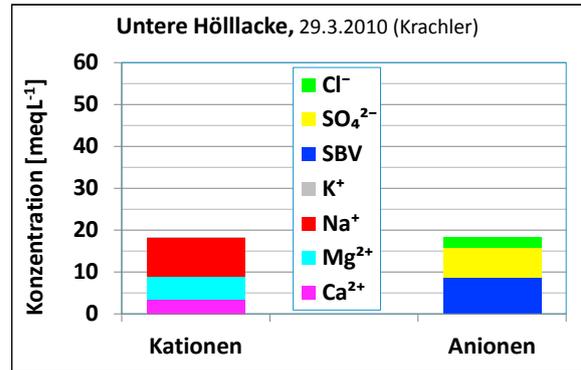
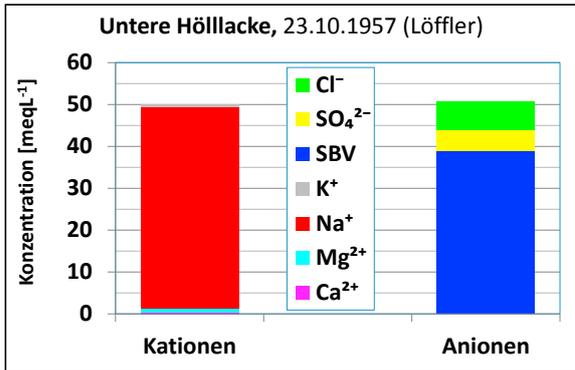
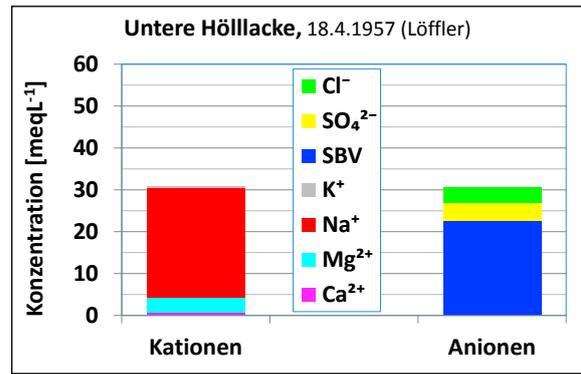
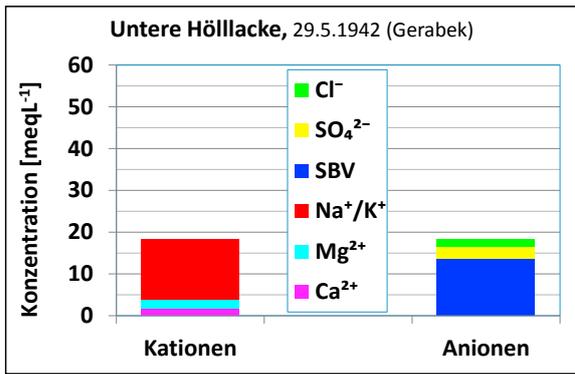


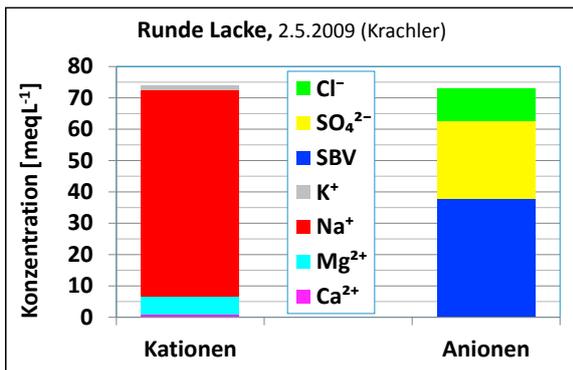
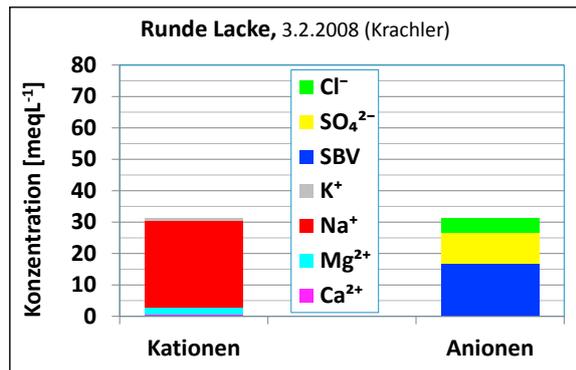
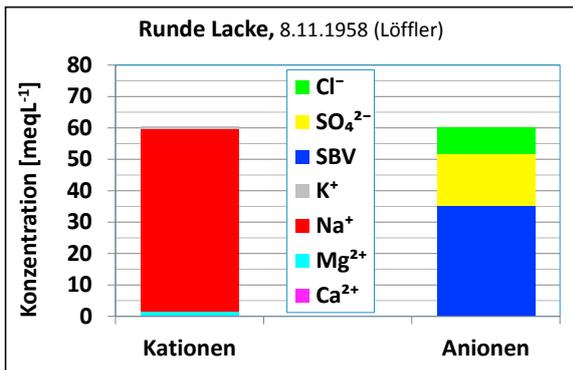
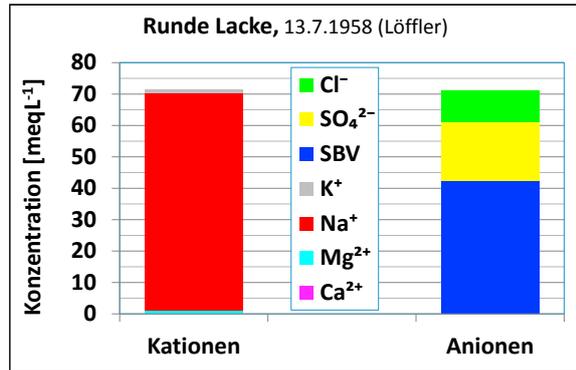
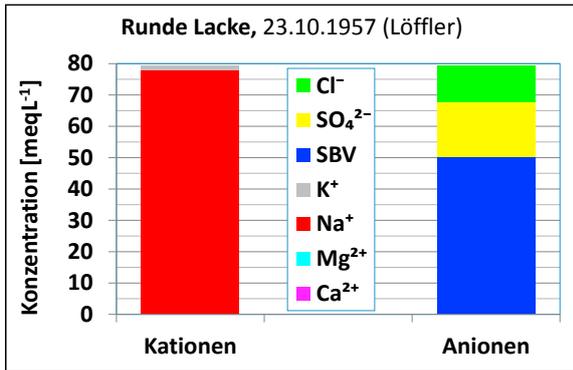
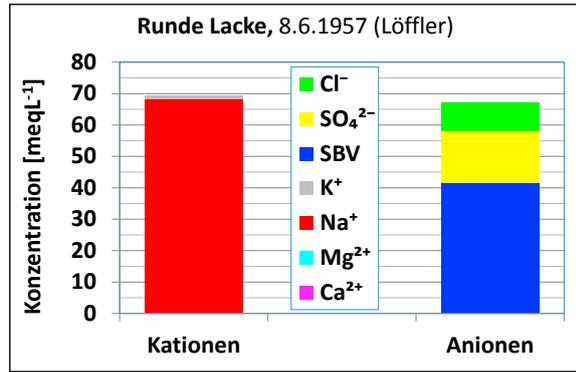
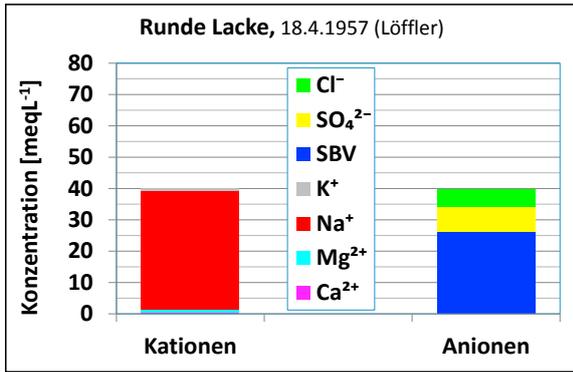


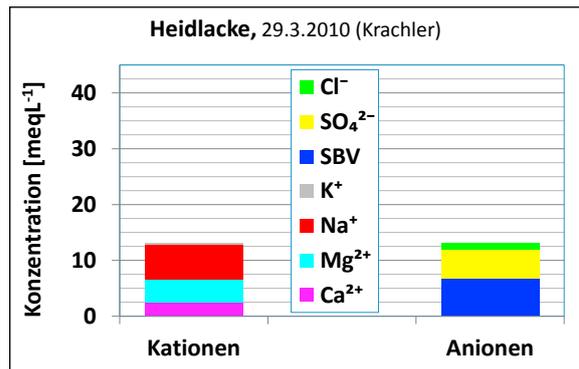
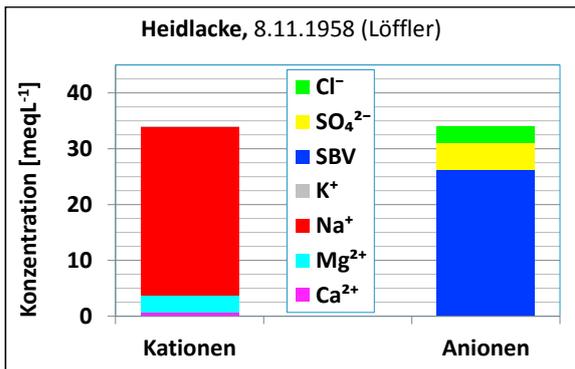
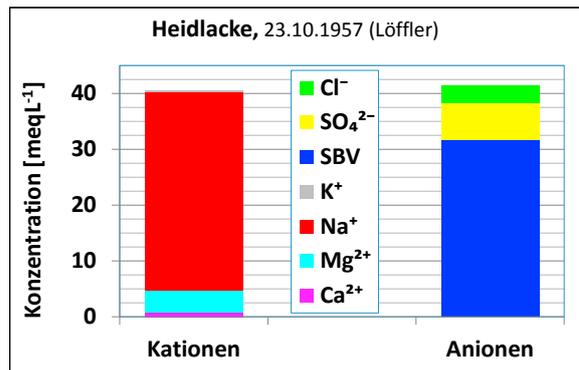
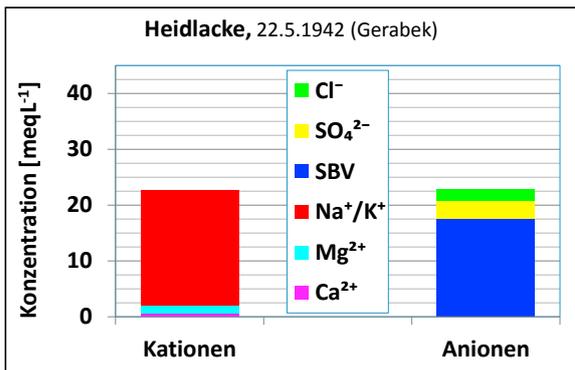
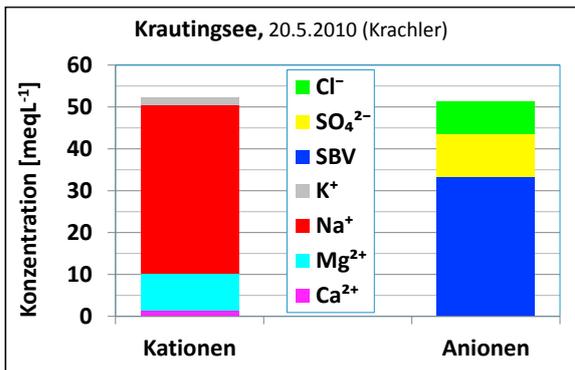
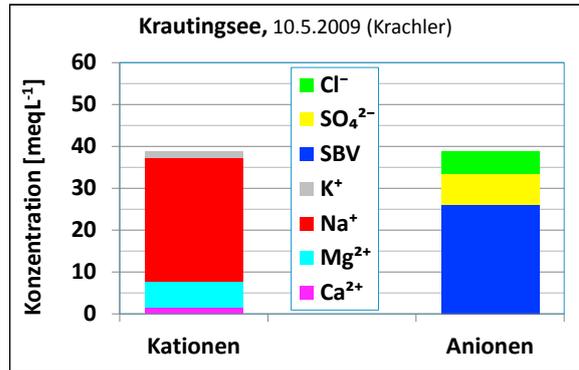
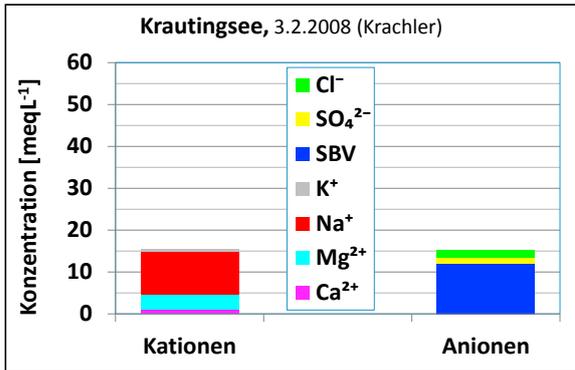
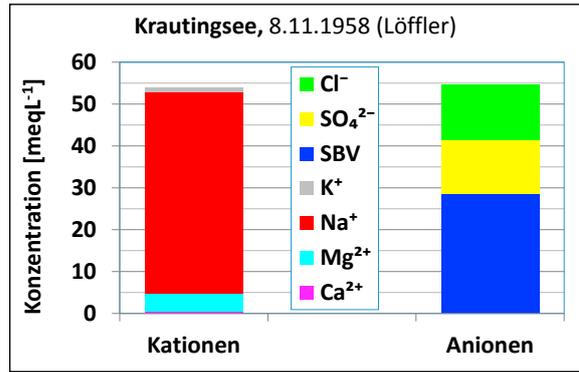
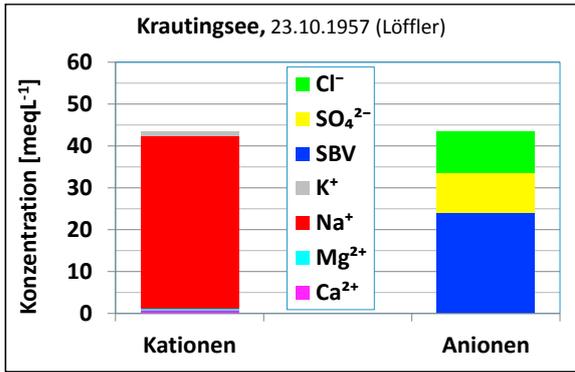


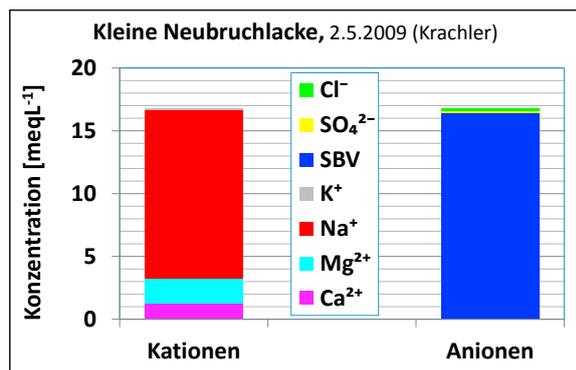
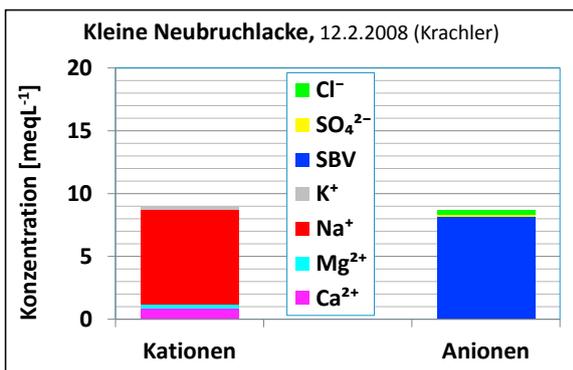
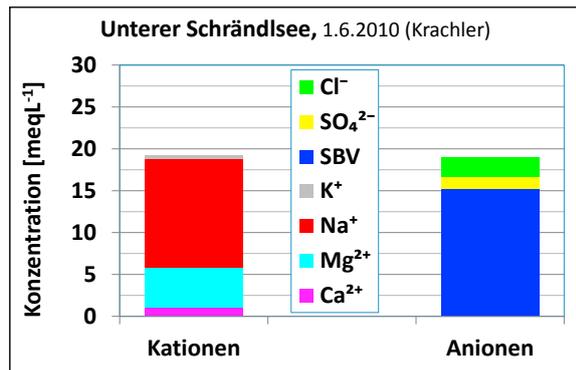
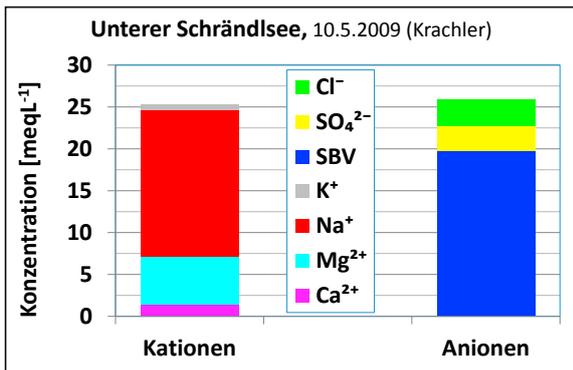
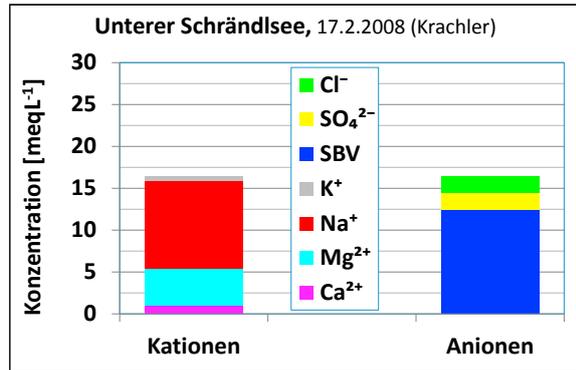
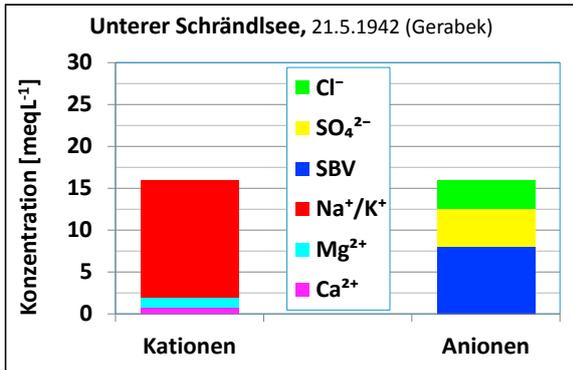
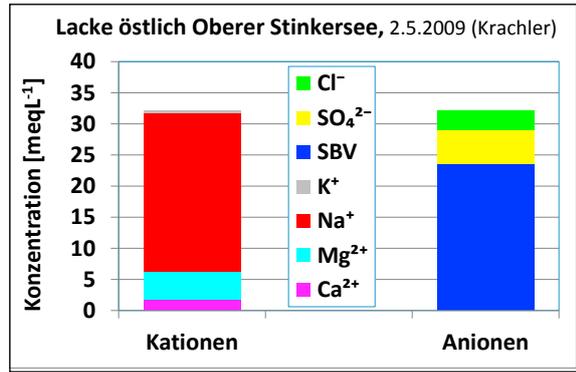
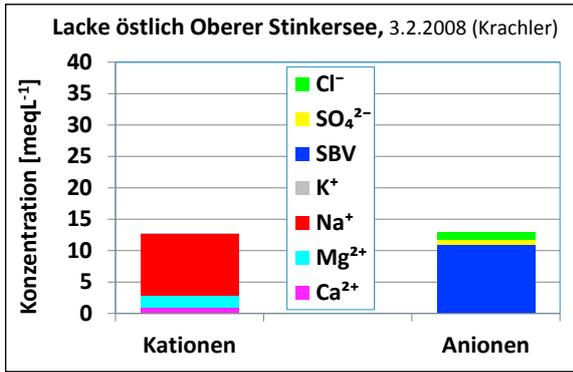


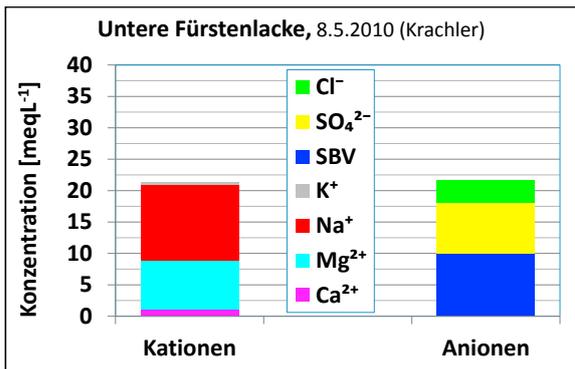
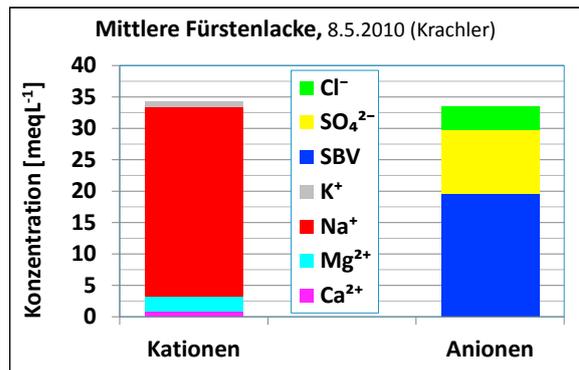
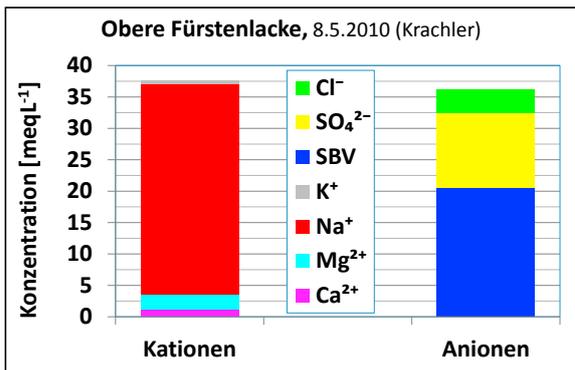
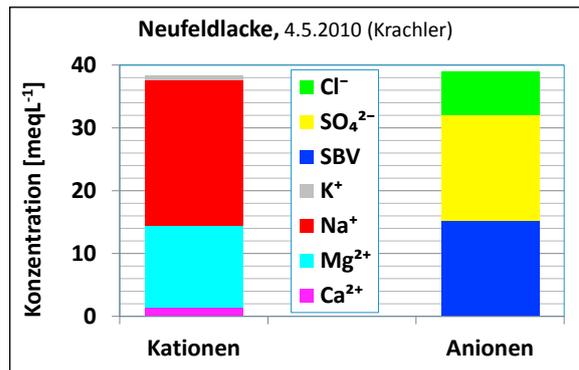
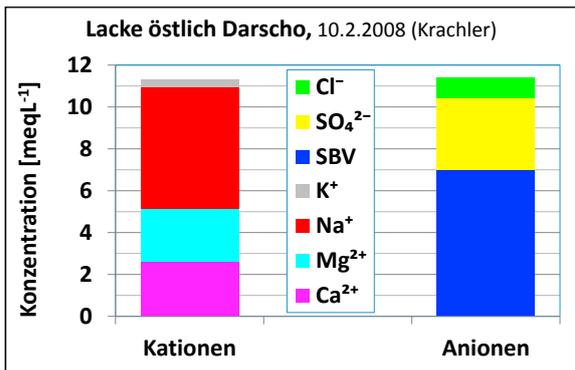
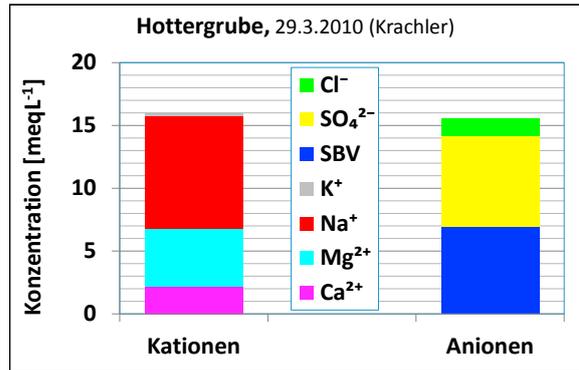
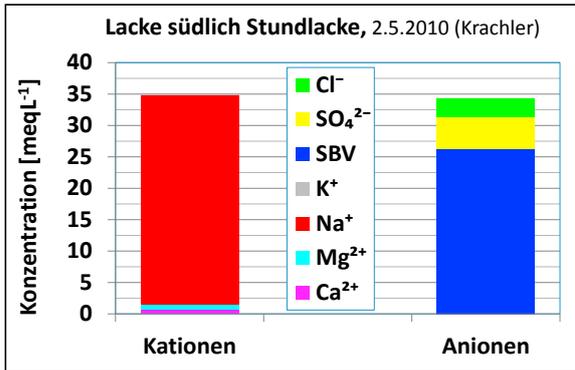
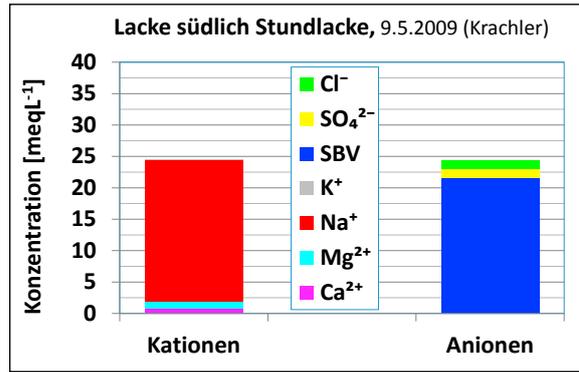
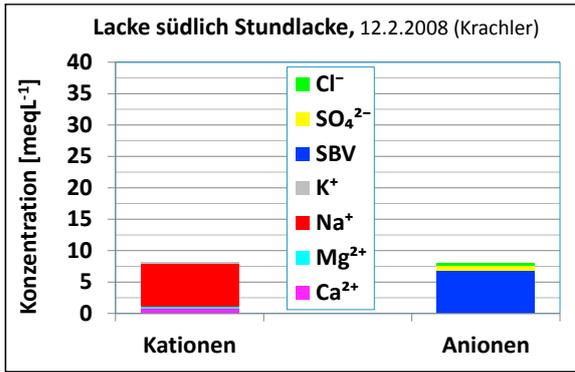


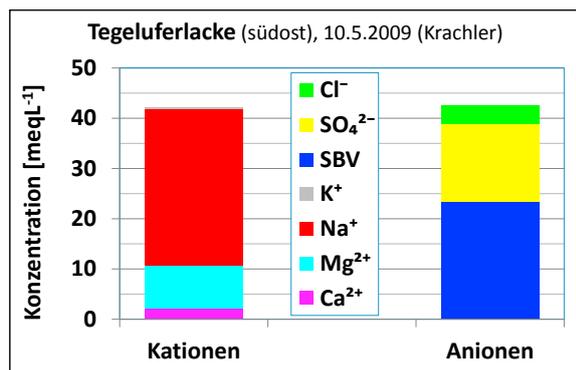
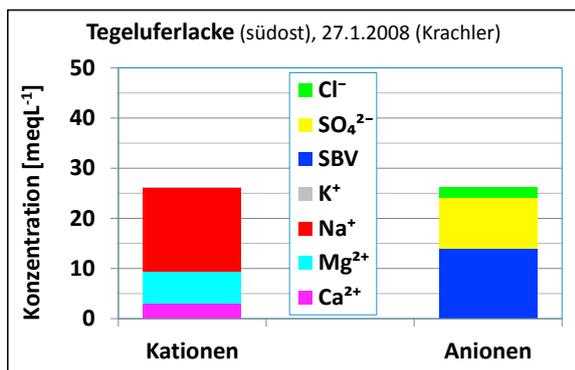
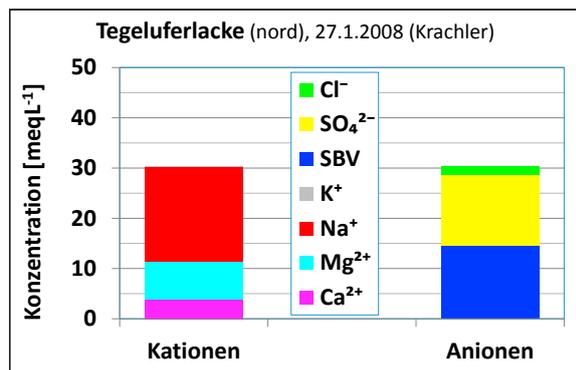
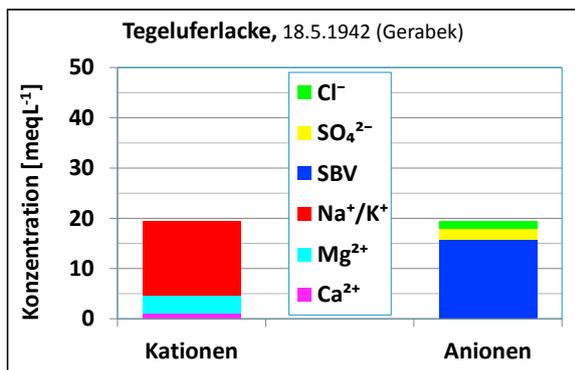
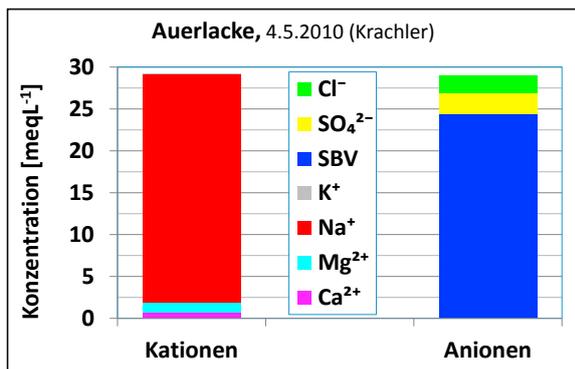
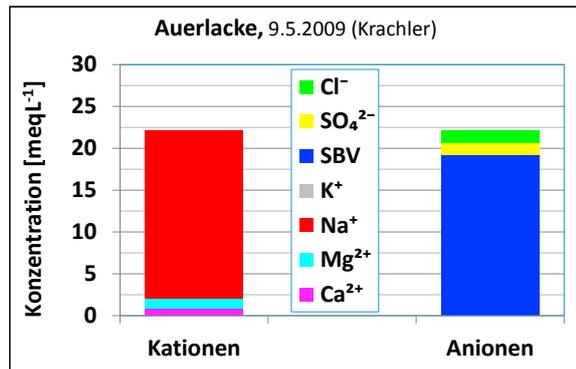
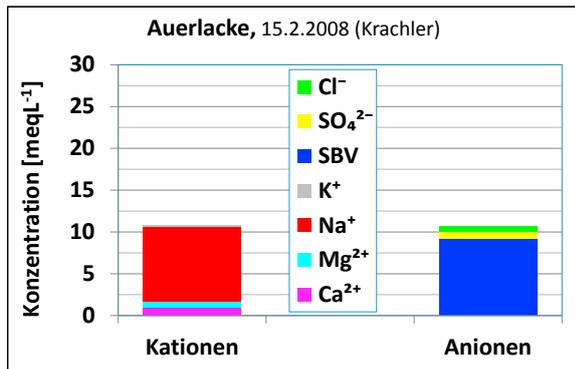
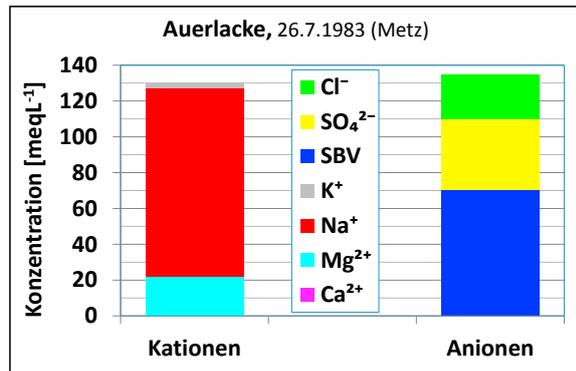
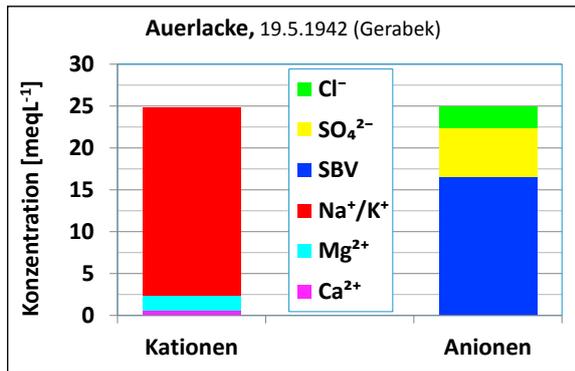


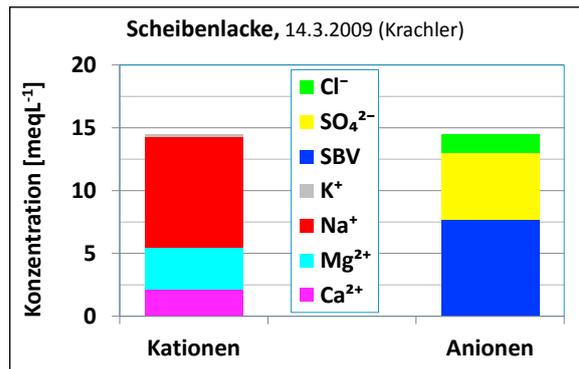
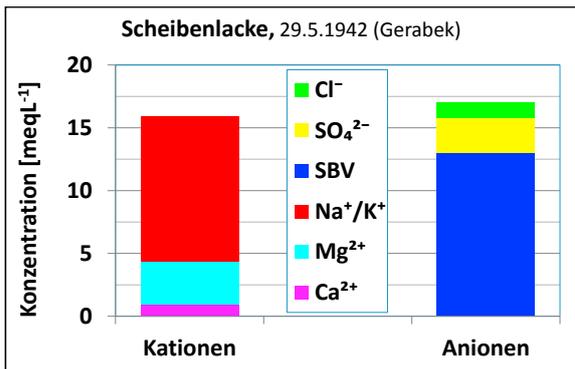
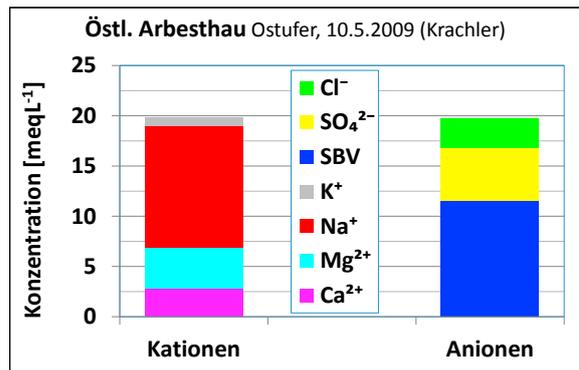
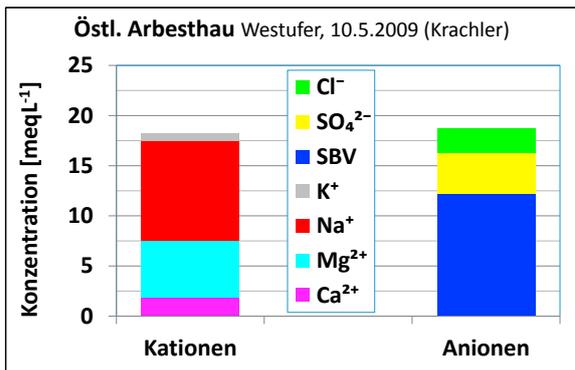
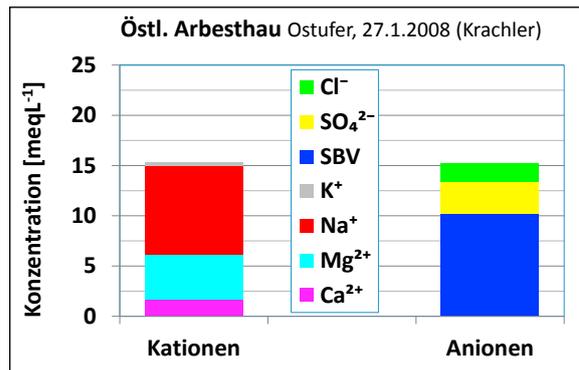
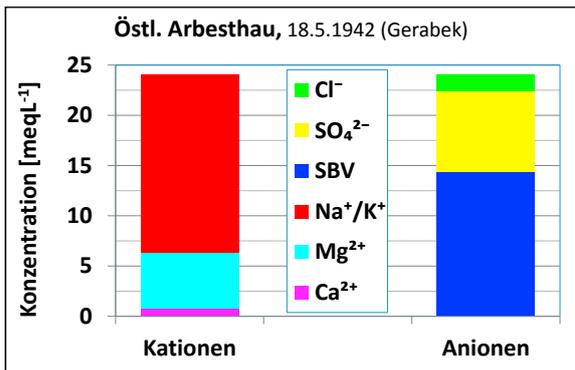
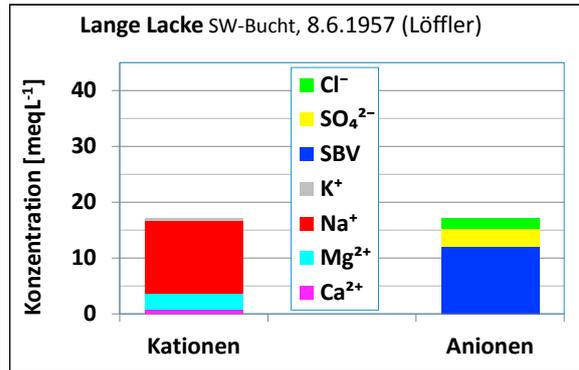
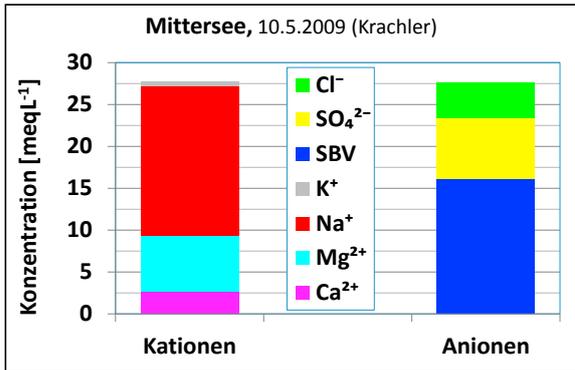
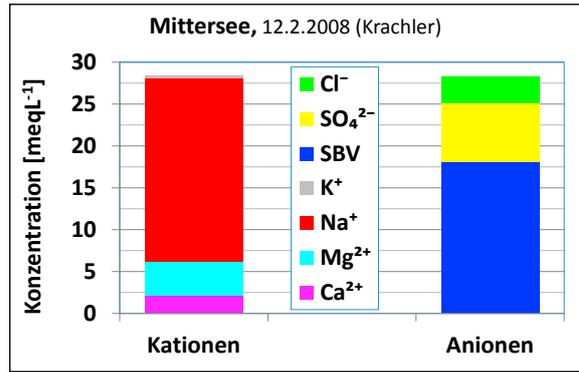
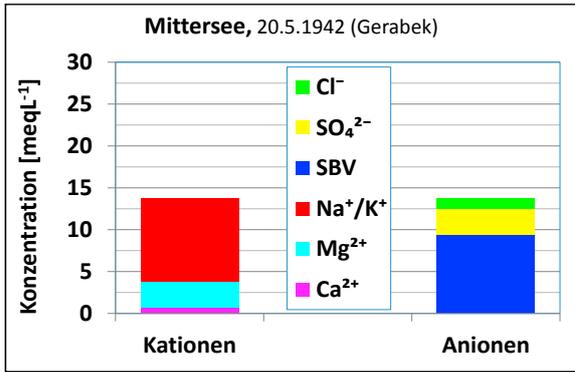


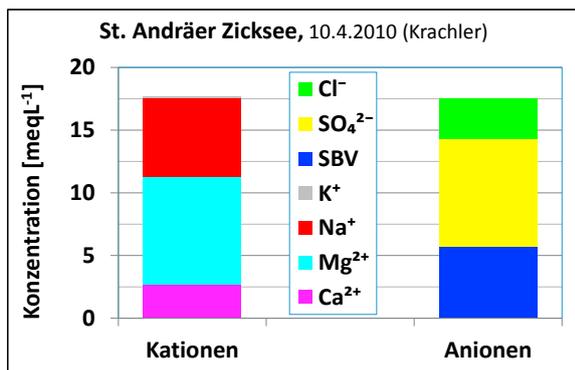
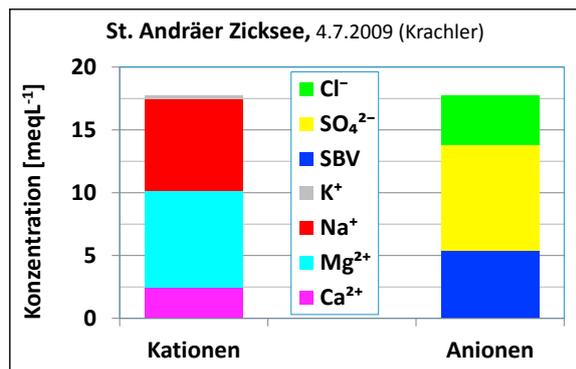
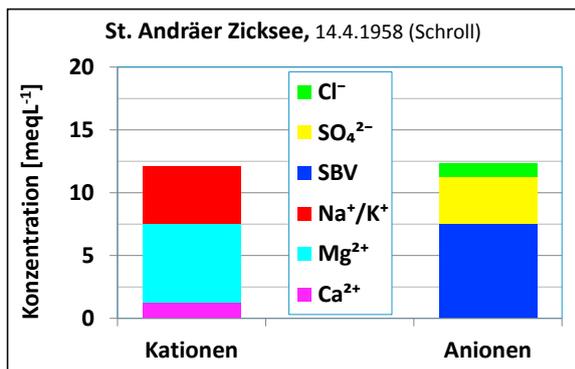
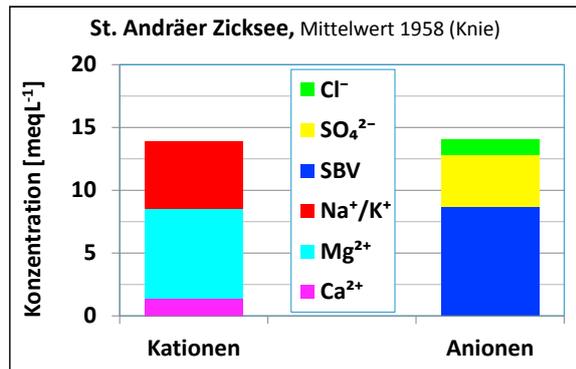
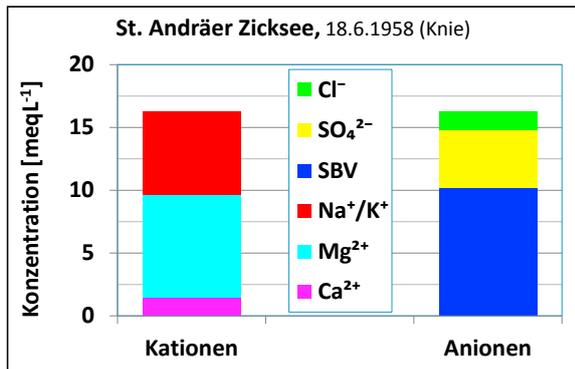
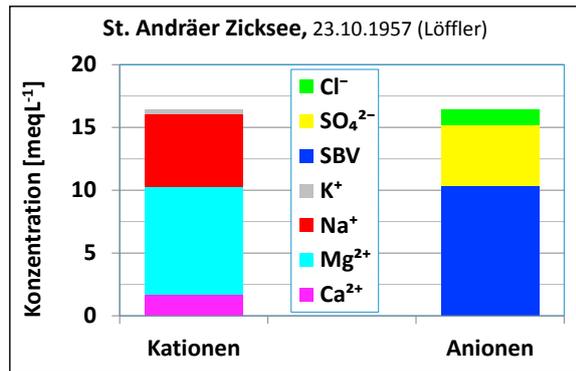
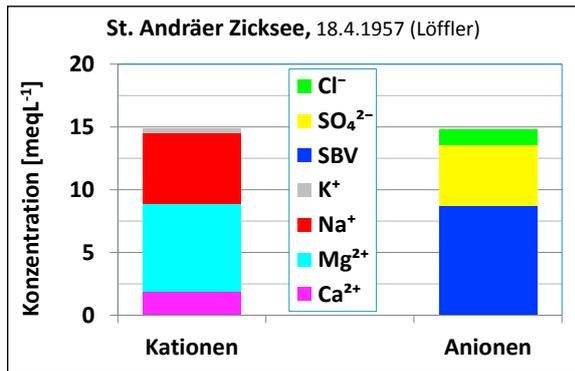














## Klimawandel und Niederschlag

### Im Rahmen der Erhebung des ökologischen Zustandes sowie Entwicklung individueller Erhaltungskonzepte für die Salzlacken des Seewinkels (2008-2011)

Dr. Rudolf Krachler

**Die Niederschläge sind direkt für die Wasserführung der Lacken verantwortlich.** Genauso sorgen sie aber auch für die Neubildung des Grundwassers. Und sie entscheiden damit über den Grundwasserflurabstand und damit den Reichtum der Salzausblühungen und letztlich über die Salinität des Lackenwassers.

Die täglichen Niederschlagsmengen werden in Apetlon (Messstelle HZB-Nr. 110569) seit 1921 dokumentiert. Die Daten ab 1. Jänner 1971 sind auf der Homepage des Lebensministeriums ([http://gis.lebensministerium.at/ehyd/frames/index.php?&gui\\_id=eHYD](http://gis.lebensministerium.at/ehyd/frames/index.php?&gui_id=eHYD)) allgemein zugänglich.

**Die Monatsniederschlagssummen aus Apetlon** wurden in 41 Balkendiagrammen für die Jahre 1971 bis 2011 graphisch aufbereitet und finden sich im Anhang.

**Um einen etwaigen negativen Einfluss** des Klimawandels auf die Salzlebensräume des Seewinkels nachzuweisen, wurden die Daten der beiden 20 Jahresperioden 1971 bis 1990 und 1991 bis 2010 auf Niederschlagstrends analysiert. Die überraschenden Ergebnisse sind in Tab. 1 zusammengefasst:

An der Messstelle Apetlon stieg die mittlere Jahresniederschlagssumme „mit dem Klimawandel“ von 563,5 mm (1971 – 1990) um mehr als 12 % auf 632,5 mm (1991 – 2010) signifikant an.

Weiters wurde geprüft, ob vielleicht der Klimawandel eine für die Salzlebensräume ungünstige Verschiebung der Niederschläge weg von den grundwasserwirksamen Winterniederschlägen hin zu den Sommermonaten verursacht haben könnte.

Doch auch dazu findet sich in den vorliegenden Daten kein Anhaltspunkt, wie Tab. 1 zu entnehmen ist: Der prozentuelle Anteil der Monatssummen am Jahresniederschlag, also die Verteilung der Niederschläge über das Jahr, ist im Zeitraum 1991 – 2010 nahezu unverändert gegenüber 1971 - 1990.

**Resümierend ist daher festzustellen,** dass die Entsalzungs- und Verlandungsvorgänge an den Sodalackten nicht auf den Klimawandel zurückzuführen sind, sondern auf zahlreiche wasserbauliche Maßnahmen, die darauf abzielen, den Grundwasserstand zu senken, ein Effekt, der durch umfangreiche Entnahmen für die landwirtschaftliche Bewässerung noch verstärkt wird.

Zweifellos wird durch die Klimaerwärmung die Verdunstung insbesondere in den Sommermonaten ansteigen. Dies sollte jedoch, vorausgesetzt, dass in Zukunft der Umgang mit dem Grundwasser schonender erfolgt, sogar zu einer Stabilisierung der Salzstandorte beitragen, weil dadurch vermehrt Salze an die Oberfläche transportiert werden.

Tab. 1	1971 - 1990		1991 – 2010	
	Monatsdurchschnitt [mm]	Prozent der mittleren Jahressumme	Monatsdurchschnitt [mm]	Prozent der mittleren Jahressumme
Jänner	34,5	6	29,3	5
Februar	29,0	5	23,9	4
März	31,8	6	46,5	7
April	38,7	7	43,9	7
Mai	62,4	11	62,3	10
Juni	69,3	12	74,5	12
Juli	59,3	11	75,3	12
August	60,8	11	68,1	11
September	56,1	10	65,5	10
Oktober	39,1	7	45,7	7
November	47,5	8	51,6	8
Dezember	35,0	6	45,7	7
<b>Mittlere Jahressumme</b>	<b>563,5</b>	<b>100</b>	<b>632,5</b>	<b>100</b>

## Langzeitanalyse der Niederschlagsentwicklung 1923 bis 2010

### Jahresniederschlagssumme

**Für insgesamt 4 Perioden von jeweils 20 Jahren** wurden die durchschnittlichen Jahresniederschlagssummen gebildet (Abb. 1). Ergebnis: Abgesehen von einem etwa 10 % Einbruch zwischen 1971 und 1990 ist die Tendenz der Jahresniederschlagssummen steigend. Die höchsten Werte mit einem durchschnittlichen Jahresniederschlag von 632 mm wurden im jüngsten Beobachtungszeitraum (1991 bis 2010) verzeichnet.

Die vorliegenden Niederschlagsdaten deuten also ein langfristiges leichtes Ansteigen der Jahresniederschlagssumme an.

### Saisonale Verteilung der Niederschläge

**Prinzipiell ist zwischen Sommer- und Winterniederschlägen** bezüglich deren Wirkung auf die Grundwasserneubildung zu unterscheiden:

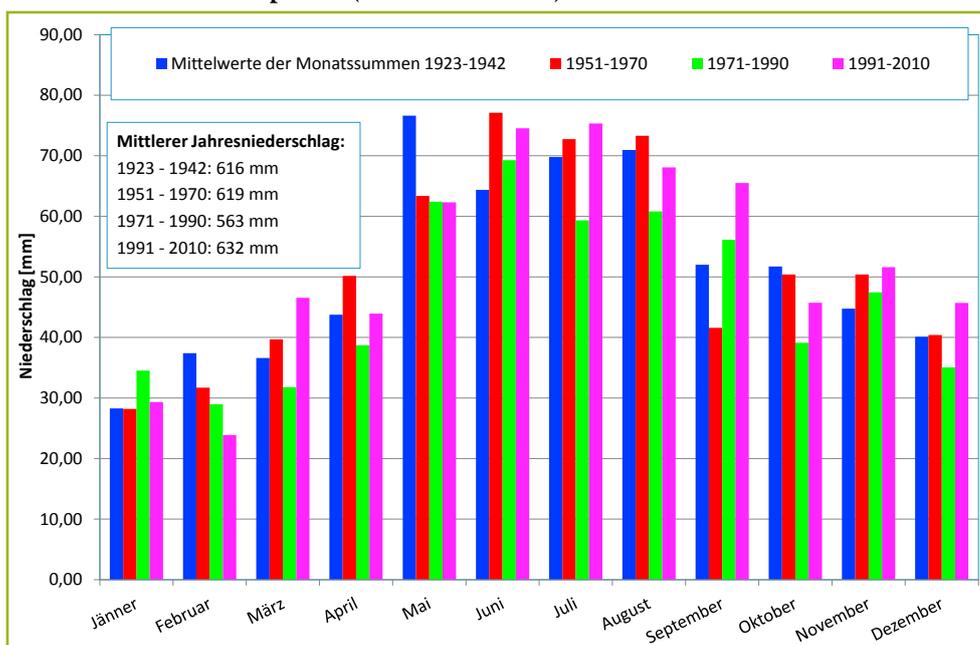
Zwar übertreffen die Niederschlagsmengen im Sommerhalbjahr jene des Winterhalbjahres in der Regel um das Doppelte. Doch weil die bodendeckenden Pflanzen sehr viel Wasser aufnehmen und wieder verdunsten (Evapotranspiration), bildet die Vegetationsschicht mit dem Wurzelsystem in der warmen Jahreszeit gleichsam eine Sperrschicht gegen versickerndes Niederschlagswasser. In der Regel erfolgt daher die Regeneration des Grundwassers nur im Winterhalbjahr zur Zeit der Vegetationsruhe.

Eine saisonale Verschiebung von Niederschlägen aus dem Winter- in das Sommerhalbjahr hätte somit nachteilige Auswirkungen auf die Neubildung des Grundwassers und damit größere Grundwasserflurabstände zur Folge. Für die Salzlacken bedeutete dies einen geringeren Salznachschub und in letzter Konsequenz und im Zusammenwirken mit weiteren gleichsinnigen wirkenden Faktoren (Drainage, Grundwasserentnahme und -absenkung) die Beschleunigung des Abgleitens in die Degradation (Verlust von Salzlebensräumen).

Um Verschiebungen von Niederschlägen zwischen Sommer- und Winterhalbjahr sichtbar zu machen, werden in Tab. 2 die mittleren Monatssummen der Wintermonate Oktober bis März gegen jene der sechs Sommermonate April bis September in den vier 20-Jahrperioden gegeneinander bilanziert.

In den nahezu 9 Jahrzehnten zwischen 1923 und 2010 haben die Winterniederschläge 1 % des Jahresniederschlages – also ca. 6 mm - zugunsten der Sommerniederschläge verloren. Real ist der Winterniederschlag jedoch keineswegs um 6 mm geringer geworden: Ein Teil davon geht nämlich rein rechnerisch auf einen Zuwachs des Jahresniederschlages zurück, der sich zu größeren Anteilen im Sommerhalbjahr wiederfindet.

**Abb. 1: Entwicklung der Niederschlagsaktivität im beobachteten Zeitraum von 1923 bis 2010 in Apetlon (HZB-Nr. 110569).**



**Tab. 2: Entwicklung der Niederschlagsverteilung zwischen Winter- und Sommerhalbjahr 1923 bis 2010**

	1923-1942	1951-1970	1971-1990	1991-2010
Wintermonate	239 mm (39 %)	241 mm (39 %)	217 mm (38 %)	243 mm (38 %)
Sommermonate	377 mm (61 %)	378 mm (61 %)	347 mm (62 %)	390 mm (62 %)

In Klammer: Prozent der Jahresniederschlagssumme

**Eines können wir nach dieser Analyse mit Sicherheit sagen:**

Die aus den Niederschlagsdaten von Apetlon abgeleitete Verlagerung von Winterniederschlägen in das

Sommerhalbjahr ist so marginal, dass damit der seit grob einem Jahrhundert beobachtete rasante Niedergang der Salzlebensräume im Seewinkel nicht, auch nicht teilweise, zu erklären ist.

### Balkendiagramme der Monatsniederschlagssummen aus Apetlon 1923 bis 2011

